

Die sonographische Volumenbestimmung der felines und caninen Ovarien

Theresa Verena Caroline Conze



Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Die rechtliche Verantwortung für den gesamten Inhalt dieses Buches liegt ausschließlich bei dem Autor dieses Werkes.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2017

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1st Edition 2017

© 2017 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



édition linguistique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem Klinikum Veterinärmedizin, Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie
und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit Tierärztlicher Ambulanz,
Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. Axel Wehrend

Die sonographische Volumenbestimmung der felines und caninen Ovarien

INAUGURAL-DISSERTATION
zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Theresa Verena Caroline Conze
Tierärztin aus Frankfurt am Main

Gießen 2017

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. Martin Kramer

Gutachter: Prof. Dr. Axel Wehrend

Dr. Martin Gerwing

Tag der Disputation: 28.8.2017

Meinen Eltern

Erklärung:

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der "Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis" niedergelegt sind, eingehalten.

Theresa Conze

Teile und Auszüge dieser Arbeit sind folgendermaßen publiziert:

Conze T.; Failing K.; Wehrend A. (2013): Die sonographische Volumenbestimmung der feline Ovarien, DVG-Vet-Congress, Berlin, 6 - 10.11.2013. In: *DVG - Proceedings of the 60. Congress of the DGK – DVG*, 199 – 200

Conze, T.; Wehrend, A. (2014): The Measurement of ovarian volume using ultrasound in the cat. In: *Reproduction in Domestic Animals* 1, 49, 14-15

Conze T.; Wehrend A. (2015): Zyklus und Zyklusbestimmung bei der ingraviden Katze. In: *Kleintiermedizin* 4: 178 – 183

Conze T.; Wehrend A. (2017): Die sonographische Untersuchung der feline Ovarien, In: *Tierärztliche Praxis (K)* 3: 199-2013

Conze T.; Failing K.; Wehrend A. (2017): Calculation of the ovarian volume in dog, XXth Evssar Congress, Wien 29.6.-1.7.2017. In: *Reproduction and Pediatrics in Dogs, Cats and Small Companion Animals*, 83

Conze T.; Failing K.; Wehrend A. (2017): Die sonographische Volumenbestimmung der caninen Ovarien, DVG-Vet-Congress, Berlin, 9 - 12.11.2017 (accepted)

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis	I
Abkürzungsverzeichnis	IV
1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht	2
2.1 Zyklus der ingraviden Katze.....	2
2.2 Diagnostische Möglichkeiten zur Zyklusbestimmung bei der Katze.....	6
2.2.1 Klinische Möglichkeiten.....	6
2.2.2 Endokrine Möglichkeiten	9
2.2.3 Sonographische Möglichkeiten	11
2.3 Zyklus der ingraviden Hündin.....	13
2.4 Diagnostische Möglichkeiten zur Zyklusbestimmung beim Hund.....	16
2.4.1 Klinische Möglichkeiten.....	16
2.4.2 Endokrine Möglichkeiten	21
2.4.3 Sonographische Möglichkeiten	23
3 Material und Methoden	26
3.1 Tiere.....	26
3.2 Methoden	26
3.2.1 Anamnese.....	26
3.2.2 Allgemeine Untersuchung	27
3.2.3 Gynäkologische Untersuchung	27
3.2.4 Sonographische Untersuchung des Ovars	30
3.2.5 Kastration der Hündin	33
3.2.6 Kastration der Kätzin.....	35
3.2.7 Postoperative Vermessung des Ovars.....	35
3.2.8 Ermittlung des Volumens des Ovars mittels Wasserverdrängung	36
3.2.9 Rechnerische Ermittlung des Ovarvolumens	37

3.2.10	Histologische Untersuchung des Ovars	38
3.2.11	Übersicht zum Untersuchungsablauf	40
3.2.12	Statistische Bearbeitung der Daten.....	41
4	Ergebnisse.....	43
4.1	Alter und Gewicht der Tiere	43
4.1.1	Alter und Gewicht der Katzen	43
4.1.2	Alter und Gewicht der Hunde	44
4.2	Zyklusstand.....	45
4.2.1	Zyklusstand der Katzen	45
4.2.2	Zyklusstand der Hunde	45
4.3	Größe des Ovars	47
4.3.1	Messung des Ovars mittels Ultraschall bei der Katze	47
4.3.2	Messung des Ovars mittels Ultraschall beim Hund	49
4.3.3	Postoperative Messung des Ovars bei der Katze	51
4.3.4	Postoperative Messung des Ovars beim Hund	53
4.4	Berechnung des Ovarvolumens.....	55
4.4.1	Berechnung des Volumens des feline Ovars mittels Ultraschall	55
4.4.2	Berechnung des Volumens des caninen Ovars mittels Ultraschall	55
4.4.3	Berechnung des feline Ovarvolumens mittels der postoperativ gewonnenen Daten	55
4.4.4	Berechnung des caninen Ovarvolumens mittels der postoperativ gewonnenen Daten.....	56
4.5	Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad.....	56
4.5.1	Ermittlung des feline Ovarvolumens mittels Wasserbad	56
4.5.2	Ermittlung des caninen Ovarvolumens mittels Wasserbad	57
4.6	Histologische Befunde	58
4.7	Statistische Erhebungen	60
4.7.1	Katzen.....	60

4.7.2	Hunde	67
5	Diskussion.....	75
5.1	Fragestellung	75
5.2	Methodik	76
5.3	Diskussion der Ergebnisse	79
5.3.1	Alter und Größe	79
5.3.2	Zyklusphase.....	80
5.3.3	Sonographische Vermessung des Ovars.....	82
5.3.4	Ermittlung der caninen und felines Formel	82
5.3.5	Größenunterschiede zwischen linken und rechten Ovar.....	83
5.3.6	Verhältnis der sonographischen Volumenmessung zur tatsächlichen Ovargröße.....	83
5.3.7	Einfluss der Ovargröße auf die Volumenmessung.....	85
6	Zusammenfassung	86
7	Summary	88
8	Literaturverzeichnis.....	90
	Abbildungsverzeichnis	105
	Tabellenverzeichnis	108
	Danksagung	127

Abkürzungsverzeichnis

A.	Ateria
B	Breite
cm ³	Kubikzentimeter
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormone
H	Höhe
i.m.	intramuskulär
i.v.	intravenös
L	Länge
LH	Luteinizing hormone
Lig.	Ligament
Lnn.	Lymphonodi
Me li	Volumen gewonnen mittels postoperative Vermessung des linken Ovars
Me re	Volumen gewonnen mittels postoperativer Vermessung des rechten Ovars
µg/l	Mikrogramm pro Liter
ng/ml	Nanogramm pro Milliiter
nmol/l	Nanomol pro Liter
mg/kg	Milligramm pro Kilogramm
pg/ml	Pikogramm pro Milliliter
p	p-Wert; Signifikanzwert
r	Korrelationskoeffizient
s.c.	subkutan
SD	Standardabweichung
Sono li	Volumen gewonnen mittels Sonographie des linken Ovars
Sono re	Volumen gewonnen mittels Sonographie des rechten Ovars
V.	Vena
WaBa li	Volumen gewonnen mittels Wasserbad des linken Ovars
WaBa re	Volumen gewonnen mittels Wasserbad des rechten Ovars

1 Einleitung

Die Sonographie wird seit vielen Jahren in der veterinärmedizinischen Reproduktionsmedizin eingesetzt. Ihre größte Bedeutung hat sie in der veterinärmedizinischen Gynäkologie im Zusammenhang mit der Diagnostik von Veränderungen des Uterus und der Ovarien (Patnaik und Greenlee, 1987; Bigliardi et al., 2004; Davidson und Baker, 2009; Little, 2011). Die Darstellung des physiologischen Ovars sowie seine Veränderungen während des Zyklus sind beim Hund und bei der Katze beschrieben (Günzel et al., 1985; Günzel-Apel et al., 1998; Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007; Davidson und Baker, 2009; Malandain et al., 2011).

Der Einsatz der Sonographie zur Größenfeststellung der Gonaden mit Hilfe der Berechnung des Volumens ist ein in der Veterinärmedizin noch unbekanntes Verfahren, wohingegen es in der Humanmedizin ein standardisiertes Vorgehen darstellt. In der Humanmedizin liegen für die verschiedenen Lebensabschnitte Referenzwerte für das Ovarvolumen vor (Pavlik et al., 2000; Kelsey et al., 2013). Diese finden vielfältigen Einsatz beim Erkennen von pathologischen Veränderungen (de Priest et al., 1997; Chen et al., 2008; Lujan et al., 2013), in der Infertilitätsdiagnostik (Sharara und McClamrock, 1999; Erdem et al., 2003) sowie bei der assistierten Reproduktionsmedizin (Lass et al., 1997; Syrop et al., 1999). Aufgrund des bis jetzt nicht etablierten Verfahrens der Volumenbestimmung in der Veterinärmedizin, stellt die Feststellung der Abweichung der Ovargröße im Zusammenhang mit pathologischen Veränderungen sowie in der Infertilitätsdiagnostik eine große Herausforderung dar.

Der erste Schritt zur Etablierung dieses diagnostischen Verfahrens ist die Beantwortung der Frage, ob sich die Größe sowie das Volumen des feline und canine Ovars mittels Ultraschall bestimmen lassen. Zudem muss geklärt werden, ob zur Berechnung des Ovarvolumens eine validierte Formel aus der Humanmedizin verwendet werden kann. Diese Fragen sollen mit Hilfe dieser Studie beantwortet werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Zyklus der ingraviden Katze

Die Katze gehört zu den saisonal polyöstrischen Tieren (Strasser et al., 1971). Ihre sexuelle Aktivität setzt mit zunehmender Tageslichtlänge ein und wird durch abnehmende Tageslichtlängen herabgesetzt (Hurni, 1981; Günzel et al., 1985; Tsutsui und Stabenfeldt, 1993). Studien in Regionen mit ganzjährigen langen Photoperioden haben gezeigt, dass Katzen in diesen Gebieten ganzjährig polyöstrisch sind (Faya et al., 2011). In der nördlichen Hemisphäre erstreckt sich die Phase der sexuellen Aktivität in der Regel von Januar bis Juli bzw. August (Strasser et al., 1971; Tsutsui und Stabenfeldt, 1993).

Der Eintritt in die Geschlechtsreife ist im Alter von vier bis 21 Monaten zu erwarten, wobei Rassezugehörigkeit, Geburtsdatum und Kondition einen wichtigen Einfluss haben (Johnston et al., 2001; Tsutsui et al., 2004). Katzen weisen meist bei Eintritt der Pubertät ein Gewicht von 2,3 bis 2,5 kg auf (Johnston et al., 2001), wobei bei kurzhaarige Rassen im Vergleich zu langhaarigen Rassen die Geschlechtsreife früher zu beobachten ist (Povey, 1978; Tsutsui und Stabenfeldt, 1993). Zudem spielt das Geburtsdatum im Verhältnis zum Lichteinfluss und somit der Zuchtsaison eine Rolle (Tsutsui und Stabenfeldt, 1993; Tsutsui et al., 2004). Kätzinnen, die früh im Jahr geboren werden, zeigen den ersten Zyklus meist erst im folgenden Jahr, wobei Kätzinnen, die im Sommer oder Herbst geboren werden, bereits im folgenden Januar den ersten Zyklus aufweisen (Johnston et al., 2001).

Der Zyklus der Katze ist in Proöstrus, Östrus, Diöstrus, Postöstrus oder Interöstrus und Anöstrus zu unterteilen (Johnston et al., 2001, Feldman und Nelson, 2003) und hat eine durchschnittliche Dauer von $18,1 \pm 0,9$ Tagen (Feldman und Nelson, 2003; da Silva et al., 2006). Zudem kann zwischen einem anovulatorischen, einem pseudogriden und einem graviden Zyklus unterschieden werden (Günzel et al., 1985; Günzel-Apel et al., 1998).

Der Proöstrus dauert eins bis drei Tage (Shille et al., 1979). In dieser Zeit beginnt die Endreifung der Eizellen (Root Kustritz, 2005). Es kommt zur beginnenden Östrogenproduktion der Granulosazellen und somit zum ersten Östrogenanstieg im Blut (Johnston et al., 2001).

Die durchschnittliche Länge des Östrus kann stark variieren. Laut Wildt et al. (1981a) beträgt sie durchschnittlich $5,8 \pm 0,2$ Tage. Da Silva et al. (2006) geben sie mit $7,9 \pm 0,5$ Tagen an. Shille et al. (1979) schreiben von einer durchschnittlichen Länge von 7,2 Tagen, wobei Variationen zwischen zwei und 19 Tagen möglich sind. Zudem hat die Länge des Tageslichts Einfluss auf die Länge des Östrus. An Tagen mit zunehmenden und langen Sonnenstunden weisen Katzen vergleichbare längere Östren auf als an Tagen mit abnehmendem und kurzem Tageslicht (Faya et al., 2011). Trotz widersprüchlicher Angaben scheint der Vollzug des Deckakts die Östrusdauer nicht zu verkürzen (Shille et al., 1979).

Die Phase des Proöstrus und des Östrus können als Follikelphase zusammengefasst werden (Günzel et al., 1985). Die Follikelphase kann eine Länge von drei bis 16 Tagen aufweisen, wobei durchschnittlich 7,5 Tage erreicht werden (Feldman und Nelson 2003 Shille et al., 1979). Es kommt zu einem Wachstum der Follikel und infolge dessen zu einer steigenden Östrogenproduktion (Günzel et al., 1985). In der Follikelphase sind Östradiol-17- β -Werte über 20 pg/ml im Blut nachzuweisen (Shille et al., 1979; Feldman und Nelson, 2003), wobei Höchstwerte von 50 pg/ml bis 79 pg/ml erreicht werden können (Verhage et al., 1976; Shille et al., 1979; Schmidt et al., 1983). In einer Studie von Banks und Stabenfeldt (1982) befanden sich 8 % der Katzen am ersten Tag der Follikelphase bereits im Östrus, 34 % am zweiten Tag und 10 % der Katzen erst am fünften Tag der Follikelphase. Die Progesteronwerte in dieser Phase sind < 1 ng/ml (Verhage et al., 1976; Shille et al., 1979). Das Ende der Follikelphase ist gekennzeichnet durch einen Östradiol-17- β Abfall im Blut auf Werte unter 20 pg/ml.

Eine Besonderheit der Katze ist die induzierte Ovulation (Paape et al., 1975; Shille et al., 1979; Concannon et al., 1980; Wildt et al., 1981a), wobei auch das Eintreten einer spontanen Ovulation beschrieben worden ist (Lawler et al. 1993; (Gudermuth et al., 1997). Hierbei wird die Ovulation wahrscheinlich durch visuelle und pheromale Reize ausgelöst (Johnston et al., 2001), ohne dass eine koitale Stimulation notwendig ist. Kommt es zu einem Deckakt und somit zu einem koitalen Stimulus wird eine LH-Ausschüttung herbeigeführt (Concannon et al., 1980; Wildt et al., 1980; Glover et al. 1985) und so die Ovulation induziert (Shille et al., 1979; Wildt et al., 1981a). Tag und Anzahl der koitalen Stimulationen haben entscheidenden Einfluss

auf die LH-Ausschüttung (Banks und Stabenfeldt, 1982). Eine mehrmalige koitale Stimulation führt zu einer höheren sowie längeren LH-Ausschüttung (Concannon et al., 1980; Wildt et al., 1980; Glover et al., 1985), wohingegen eine einmalige Bedeckung am Anfang des Östrus ein Ausbleiben der LH-Ausschüttung zur Folge haben kann (Concannon et al., 1980; Wildt et al., 1980; Banks und Stabenfeldt, 1982; Glover et al., 1985). Als Grund hierfür wird eine notwendige Sensibilisierung der Hypophyse bzw. des Hypothalamus durch Östrogene diskutiert (Banks und Stabenfeldt, 1982; Concannon et al., 1989a). Der LH-Peak wird innerhalb von ein bis vier Stunden (Concannon et al., 1980; Wildt et al., 1981a; Johnson und Gay, 1981; Banks und Stabenfeldt, 1982; Concannon et al., 1989a) nach der koitalen Stimulation ausgelöst, wobei ein Anstieg des luteinisierenden Hormons bereits nach zehn Minuten zu detektieren ist. Johnson und Gay (1981) beschreiben das Erreichen maximaler LH-Werte bereits nach 20 Minuten für den Fall, dass nur eine einmalige Bedeckung stattfindet. Erhöhte LH-Werte können nach einmaligem Koitus über mindestens 12 Stunden, bei drei koitalen Stimulationen im vier Stunden Abstand über mindestens 24 Stunden im Blut nachgewiesen werden (Wildt et al., 1980). Bei mehrfachem Deckakt kommt es zu einer Selbstlimitierung der LH-Ausschüttung aus der Hypophyse, so dass nach zwei bis vier Stunden kein weiterer LH-Anstieg mehr zu detektieren ist (Wildt et al., 1981a; Glover et al., 1985; Concannon et al., 1989a). Kommt es zu einer limitierten Anzahl an täglichen Bedeckungen, können wiederholt LH-Peaks gemessen werden (Banks und Stabenfeldt, 1982). Die maximalen LH-Werte können sehr stark variieren. Schmidt et al. (1983) geben Werte bis 48,4 ng/ml an, Concannon et al. (1980) beschreiben maximale Werte von 291 ng/ml, während Shille et al. (1983) Werte von 941 ± 54 ng/ml angeben. Die Ovulation tritt innerhalb von 24 bis 65 Stunden nach vaginalem Stimulus ein (Shille et al., 1983; Wildt et al., 1981a; Malandain et al., 2011). Malandain et al. (2011) beschreiben eine Dauer der Ovulationen von zehn Stunden.

Etabliert sich trotz Ovulation keine Trächtigkeit, kommt es zur Ausbildung einer Pseudogravidität und zur Phase des Diöstrus (Günzel et al., 1985; Feldman und Nelson, 2003). Es kommt zur Bildung von *Corpora lutea* und zur Progesteronsynthese (Feldman und Nelson, 2003; Root Kustritz, 2005). Nach 24 bis 72 Stunden ist bei den pseudograviden Tieren ein deutlicher Progesteronanstieg im Blut zu detektieren (Shille und Stabenfeldt, 1979; Banks und Stabenfeldt, 1982),

welcher sein Maximum zwischen dem 16. und dem 21. Tag nach Koitus zeigt (Paape et al., 1975; Verhage et al., 1976; Shille und Stabenfeldt, 1979). Es können Werte von $24,6 \pm 6$ ng/ml erreicht werden (Verhage et al., 1976). Der Progesteron-Spitze folgt ein langsamer Abfall der Konzentration im Blut, wobei bei pseudograviden Tieren mit einem Abfall des Progesterons von < 1 ng/ml zwischen Tag 32 bis 56 *post coitum* zu rechnen ist (Paape et al., 1975; Shille et al., 1979; Wildt et al., 1981a). Die Östradiol-17- β -Konzentration im Blut beträgt laut Verhage et al. (1976) 8 bis 12 pg/ml, wobei auch während der Lutealphase leichte Schwankungen in den Östradiol-17- β -Werten nachzuweisen sind. Diese beruhen auf der Anwesenheit von Tertiärfollikeln (Verhage et al., 1976, Wildt et al., 1981a). Östradiol-17- β -Höchstwerte von > 40 pg/ml korrelieren mit dem sofortigen Progesteronabfall < 1 ng/ml im peripheren Blut (Verhage et al., 1976).

Fehlt die koitale Stimulation kommt es zu einem Ausbleiben des LH-Anstiegs und somit zum Ausbleiben der Ovulationen (Concannon et al., 1980), wodurch die Ausbildung der *Corpora lutea* und die damit verbundene Progesteronsynthese fehlt. Die sich während des Östrus auf dem Ovar befindenden Follikel erreichen ihren maximalen Durchmesser nach eins bis acht Tagen mit einem Durchschnitt von $3,8 \pm 0,3$ Tagen und beginnen dann zu atresieren (Malandain et al., 2011). Diese Zyklusphase wird je nach Autor als Postöstrus (Günzel et al., 1985) oder Interöstrus (Shille et al., 1979; Feldman und Nelson, 2003) bezeichnet und beschreibt die Zeit zwischen zwei Östrusphasen (Shille et al., 1979; Johnston et al., 2001). Diese Katzen zeigen auch nach Ende des Östrus Progesteronwerte von < 1 ng/ml (Fontbonne und Malandain, 2006). Paape et al. (1975) beschreiben die Werte mit $1 \pm 0,1$ ng/ml, während die Östradiol-17- β -Werte unter 20 pg/ml fallen (Shille et al., 1979; Johnston et al., 2001; Feldman und Nelson, 2003). Das Interöstrus-Intervall ist bei diesen Katzen mit vier bis 22 Tagen (Shille et al., 1979) deutlich kürzer als bei den pseudograviden Tieren.

Der Anöstrus ist die saisonal bedingte Zyklusruhe (Johnston et al., 2001). In der nördlichen Hemisphäre erstreckt sich diese von Oktober bis Dezember (Johnson et al. 2001) und wird durch kürzer werden Tageslichtlängen hervorgerufen (Hurni, 1981; Günzel et al., 1985; Tsutsui und Stabenfeldt, 1993). Kürzere Lichteinstrahlung führen zu einer erhöhten Ausschüttung von Melatonin und Prolaktin, welches die

Ovaraktivität herabsetzt (Banks et al., 1983; Leyva et al., 1984). In Gebieten mit ganzjährig langen täglichen Photoperioden weisen Katzen keinen Anöstrus auf (da Silva et al., 2006; Faya et al., 2011). Eine weitere Möglichkeit ist durch forciertes Lichtregime und somit Verlängerung des Tageslichteinflusses den Anöstrus zu umgehen (Verhage et al., 1976; Wildt et al., 1978b; Shille et al., 1979; Hurni, 1981). In dieser Phase weisen die Katzen Östradiol-17- β -Werte unter 15 pg/ml (Feldman und Nelson, 2003) sowie Progesteronwerte im Basalbereich auf (Johnston et al., 2001).

2.2 Diagnostische Möglichkeiten zur Zyklusbestimmung bei der Katze

2.2.1 Klinische Möglichkeiten

Eine Möglichkeit der feline Zyklusbestimmung ist die Einteilung anhand des Verhaltens der Katze. Der Proöstrus ist bei den meisten Kätzinnen nicht zu detektieren (Root Kustritz, 2005). Einige zeigen in dieser Zeit ein Reiben des Kopfes und des Nackens gegen Gegenstände (Michael, 1961; Feldman und Nelson, 2003, 2003) sowie vermehrte Bewegung (Michael, 1961). Michael (1961) beschreibt das Rollen auf dem Boden als ein typisches Verhalten in der Phase des Proöstrus. Die Anwesenheit eines Katers wird vermehrt toleriert, ein Ablecken des Kopfes sowie der Vulva wird geduldet, wobei das Aufspringen des Katers sowie die Durchführung des Deckakts noch nicht akzeptiert werden. Aufsprungversuche des Katers führen zu aggressiven Abwehrreaktionen der Katze (Michael, 1961).

Die Phase des Östrus ist durch Vokalisation, zur Seite legen des Schwanzes, Tretbewegungen mit den Hintergliedmaßen, Lordose sowie Präsentieren der perinealen Region gekennzeichnet. Manche Katzen zeigen ein Rollen auf dem Boden (Tsutsui und Stabenfeldt, 1993). Das Vorkommen von kleinen Mengen weißem Vaginalausfluss ist möglich (Michael, 1961; Shille und Stabenfeldt, 1979; Tsutsui und Stabenfeldt, 1993; da Silva et al., 2006). Die Anwesenheit eines Katers wird akzeptiert und das Aufspringen des Katers sowie die Durchführung des Deckakts ist möglich (Michael, 1961; Wildt et al., 1978b; Root Kustritz, 2005). Das Östrus spezifische Verhalten wird durch die im Follikel gebildeten Östrogene ausgelöst (Shille et al., 1979; Feldman und Nelson, 2003; Root Kustritz, 2005). Am Ende des Östrus zeigt die Katze weiterhin das typisch östrische Verhalten, ein Aufsteigen des Katers wird noch akzeptiert. Die Durchführung des Deckaktes ist nicht mehr möglich,

da die Kätzinnen eine Einführung des Penis nicht mehr akzeptieren und mit aggressiven Verhalten reagieren (Michael, 1961; da Silva et al., 2006). Dieses Verhalten ist für maximal 24 Stunden erkennbar und geht dann in ein Ignorieren des Katers über (Michael, 1961).

Im Interöstrus zeigen die Katzen keine östrischen Verhaltensweisen mehr. Das Interesse an Katern geht verloren (Feldman und Nelson, 2003).

Im Anöstrus ignorieren die Kätzinnen den Kater. Kommt es trotzdem zu einem Aufsprungversuch des Katers, nehmen die Kätzinnen zunächst eine sitzende Position ein, bei der der Schwanz das Perineum bedeckt. Dem folgt ein aggressives Abwehren des Katers (Michael, 1961).

Eine weitere Möglichkeit zur Zyklusbestimmung ist die Durchführung einer exfoliativen Vaginalzytologie. Die Differenzierung der Vaginalzellen erfolgt in Parabasalzellen, Intermediärzellen, Superfizialzellen und Schollen (Günzel et al., 1985). Grundlage für die Veränderung der Vaginalzellen ist die steigende Östrogenkonzentration, welche zur progressiven Verhornung der Epithelzellen führt (Michael, 1961; Shille et al., 1979). Dies wird durch das vermehrte Auffinden von kernlosen Zellen im Vaginalabstrich erkennbar (Shille et al., 1979; Günzel et al., 1985). Laut Günzel et al. (1985) sind die Veränderungen in der Vaginalzytologie erst drei bis vier Tage nach Erhöhung des Östrogenanstiegs zu erkennen. Die prozentuale Verteilung der Vaginalzellen in den verschiedenen Zyklusphasen wird in der Literatur sehr unterschiedlich beschrieben, was durch die sehr uneinheitlichen vaginalzytologischen Befunde der Einzeltiere begründet werden kann (Günzel et al., 1985). Als eine weitere Begründung führen Günzel et al. (1985) die unterschiedlichen Methoden der Probenentnahmen an. Günzel et al. (1985) sowie Shille et al. (1979) verwenden zur Probenentnahme einen angefeuchteten Wattetupfer, wohingegen Mills et al. (1979) einen angefeuchteten Glasstab verwenden.

Die Phase des Proöstrus ist charakterisiert durch die Anwesenheit von einer geringen Anzahl von Parabasalzellen, überwiegend mittlere und große Intermediärzellen und einer geringen Anzahl von Superfizialzellen und Zelldetritus (Mills et al. 1997). Mills et al. (1997) sowie Shille et al. (1979) beschreiben das

gelegentliche Vorkommen von neutrophile Granulozyten. Erythrozyten treten bei der Katze in der exfoliativen Vaginalzytologie nur im Zusammenhang mit pathologischem Vaginalausfluss auf (Mills et al. 1997). Shille et al. (1979) beschreiben das „Aufklären“ des Hintergrunds als bestes Anzeichen für die beginnende Östrogenproduktion. Durch die Reduktion der Zelltrümmer wird eine Beurteilung der Vaginalzellen erleichtert (Feldman und Nelson, 2003).

Mit der weiter ansteigenden Östradiol-17- β -Konzentration kommt es zu einer progressiven Verhornung der Epithelzellen, so dass im Verlauf des Östrus eine steigende Anzahl an Schollen zu beobachten ist (Shille et al., 1979). Zu Beginn des Östrus dominieren Superfizialzellen das Zellbild, wohingegen zum Ende des Östrus Schollen die Mehrheit darstellen (Mills et al. 1979). Shille et al. (1979) beschreiben einen maximalen Anstieg auf 40 % Schollen sowie ein konstantes Vorkommen von 40 bis 60 % Superfizialzellen während des Östrus. Nicht zelluläre Bestandteile, Parabasalzellen sowie neutrophile Granulozyten sind in dieser Zyklusphase nicht vorhanden (Mills et al. 1979, Shille et al., 1979; Günzel et al., 1985). Es kommt zu einem vollständigem Aufklären des Zellhintergrundes (Shille et al., 1979; Günzel et al., 1985). Selten können Intermediärzellen gefunden werden (Mills et al. 1979). Schollen dagegen treten nur im Zellbild des Östrus auf und sind in anderen Zyklusphasen nicht auffindbar (Mills et al. 1979). Die Bildung von Zellnestern tritt bei der Katze im Gegensatz zur Hündin im Östrus nicht auf (Mills et al. 1979). Zudem ist im Gegensatz zur Hündin der Zeitpunkt der Ovulation bei der Katze nicht mit Hilfe der Vaginalzytologie detektierbar (Fontbonne und Malandain, 2006).

Im frühen Metöstrus oder Postöstrus dominieren vor allem Intermediärzellen und ein geringer Gehalt an Superfizialzellen das Zellbild (Mills et al. 1979). Während des weiteren Verlaufes nimmt die Anzahl der Parabasalzellen zu. Es sind Zelltrümmer, neutrophile Granulozyten sowie Schaumzellen erkennbar, wobei die größte Anzahl an neutrophilen Granulozyten zwei bis acht Tage nach dem letzten Östrus auftritt (Mills et al. 1979). Günzel et al. (1985) dagegen beschreiben die Anwesenheit von gering bis mittelgradigem Gehalt an Schleimspuren in dieser Phase sowie das gelegentliche Vorkommen von neutrophilen Granulozyten. Shille et al. (1979) geben die Verteilung der Zellen zwischen den Östren mit 2 % Parabasalzellen, 48 % Intermediärzellen, 46 % Superfizialzellen sowie 4 % Schollen an. Das Vorkommen

von Zelltrümmern erschwert das Erkennen der Vaginalzellen im Interöstrus (Feldman und Nelson, 2003).

Bei pseudograviden Tieren überwiegen Intermediärzellen im Ausstrich. Parabasalzellen, Superfizialzellen, Schollen sowie neutrophile Granulozyten sind in unterschiedlicher Zusammensetzung vorhanden, zudem sind Sekretschlieren zu erkennen (Günzel et al., 1985). In der Studie von Shille et al. (1979) konnte kein Unterschied zwischen den Vaginalzytologien der Katzen im Interöstrus zu den Vaginalzytologien bei pseudograviden Tieren festgestellt werden.

Laut Mills et al. (1979) ist der Anöstrus durch zusammenliegende Intermediärzellen sowie einige Parabasalzellen gekennzeichnet, wohingegen Günzel et al. (1985) einen Anteil von 53 % Parabasalzellen angeben. Feldman und Nelson (2003) beschreiben das Vorkommen von 10 % Parabasalzellen, 40 bis 70 % Intermediärzellen, 30 bis 40 % Superfizialzellen sowie Zelltrümmer im Hintergrund.

2.2.2 Endokrine Möglichkeiten

Zur endokrinen Zyklusbestimmung kann der Hormonnachweis im peripheren Blut genutzt werden (Tabelle 1). Zu unterscheiden sind die Follikelphase, die Lutealphase sowie die Phase der hormonellen Ruhe.

Unter der Follikelphase wird die Zyklusphase des Proöstrus sowie des Östrus zusammengefasst (Günzel et al., 1985), während die Lutealphase den Diöstrus bezeichnet (Günzel et al., 1985). Die Phase der hormonellen Ruhe umfasst den Postöstrus bzw. Interöstrus (Feldman und Nelson, 2003) sowie den Anöstrus (Johnston et al., 2001).

Tabelle 1: Hormonwerte im peripheren Blut von Katzen in den verschiedenen Zyklusphasen

Zyklusphase	Hormonwerte	Autor
Follikelphase	Östradiol-17-β: > 20 pg/ml Progesteron: < 1 ng/ml	Shille et al. (1979) Feldman und Nelson (2003) Fontbonne und Malandain (2006) Verhage et al. (1976) Shille et al. (1979)
Lutealphase	Progesteron: > 1 ng/ml Östradiol-17-β: basal Östradiol-17-β: 8 - 2 pg/ml	Shille und Stabenfeldt (1979) Feldman und Nelson (2003) Feldman und Nelson (2003) Verhage et al. (1976)
Phase hormoneller Ruhe: Interöstrus/Postöstrus Anöstrus	Östradiol-17-β: < 20 pg/ml Progesteron: < 1 ng/ml Progesteron: 1 ± 0,1 ng/ml Östradiol-17β: < 15 pg/m Progesteron: basal	Shille et al. (1979) Johnston et al. (2001) Feldman und Nelson (2003) Fontbonne und Malandain (2006) Paape et al. (1975) Feldman und Nelson (2003) Johnston et al. (2001) Feldman und Nelson (2003)

2.2.3 Sonographische Möglichkeiten

Mithilfe der Sonographie ist die feline Zyklusbestimmung eingeschränkt möglich. Günzel-Apel et al. (1998) beschreiben die Darstellung des linken Ovars mit einem mechanischen Sektorschallkopf zu 98,2 %, die Darstellung des rechten Ovars zu 94,7 %. Die Lokalisation der Ovarien wird von Fontbonne und Malandain (2006) mit 3 cm hinter den Nieren angegeben, während Günzel-Apel et al. (1998) die Ovarien im spitzen Winkel zwischen dem konvexen kaudolateralen Rand der Niere und der angrenzenden Haut-Muskelschicht aufsuchen. Das Ovar stellt sich echoarm und ovoid mit einer reflexreichen Außenmembran dar, wobei in der Mitte in Längsrichtung eine echoreichere Zone darzustellen ist (Günzel-Apel et al., 1998). Je nach Zyklusphase weisen die Ovarien unterschiedliches Aussehen auf (Davidson und Baker 2009).

Gatel et al. (2016) beschreiben die Darstellung von submillimetrischen anechogenen Strukturen in zwei wahrscheinlich präpubertären Katzen, welche als Primordialfollikel angesprochen werden. Günzel-Apel et al. (1998) dagegen beschreiben das Auffinden und Zählen von Follikeln ab einer Größe von einem mm mit Hilfe eines 13 MHz-Sektorschallkopfes.

In der Phase des Proöstrus können Follikel in Form von anechogenen runden Strukturen in einer Größe von kleiner zwei Millimeter dargestellt werden (Gatel et al. (2016)).

In der Zyklusphase des Östrus sind Ovarien mit Follikeln sonographisch einfacher anzusprechen als in anderen Zyklusphasen (Fontbonne und Malandain, 2006). Bis zum maximalen Follikeldurchmesser oder zur Ovulation ist ein kontinuierliches Längen- und Breitenwachstum des Ovars zu erkennen, welches danach wieder abnimmt (Günzel-Apel et al., 1998). Follikel sind als anechogene runde Gebilde (Günzel-Apel et al., 1998; Fontbonne und Malandain, 2006), mit einer Größe von über zwei Millimeter (Gatel et al. 2016) auf dem Ovar darzustellen. Gelegentlich ist die Follikelwand in Form einer reflexreichen Membran zu erkennen (Günzel-Apel et al., 1998). Laut einer Studie von Malandain et al. (2011) sind am ersten Tag des Östrus im Durchschnitt $4,8 \pm 0,2$ Follikel mit einem Follikeldurchmesser von durchschnittlich $2,3 \pm 0,01$ mm auf den feline Ovarien zu finden. Wildt et al. (1981a)

beschreiben die Anzahl mit zwei bis acht Follikeln pro Katze. Das tägliche Follikelwachstum zeigt eine Größenzunahme von $0,02 \pm 0,04$ mm bis zu einem maximalen durchschnittlichen Durchmesser des größten Follikels von $3,6 \pm 0,06$ mm (Malandain et al., 2011). Mindestens ein Follikel erreicht eine Größe von drei mm (Fontbonne und Malandain, 2006, Malandain et al., 2011). Günzel-Apel et al. (1998) geben den maximalen durchschnittlichen Durchmesser mit einem mm am rechten Ovar und 3,3 mm am linken Ovar an. Das Größenwachstum der Follikel einer Kohorte ist nicht synchron, weshalb nicht alle Follikel ihren maximalen Durchmesser am selben Tag erreichen (Malandain et al., 2011). Findet keine Ovulation statt, wird der maximale Durchmesser des größten Follikels nach eins bis acht Tagen nach Beginn des Östrus erreicht (Günzel-Apel et al. 1998; Malandain et al. 2011). Zu diesem Zeitpunkt befinden sich $5,1 \pm 0,2$ Follikel auf den Ovarien (Malandain et al., 2011), welche aufgrund der fehlenden induzierten Ovulation zu atresieren beginnen (Günzel-Apel et al., 1998, Malandain et al., 2011). Sonographisch ist eine allmähliche Größenabnahme der Funktionskörper zu beobachten (Günzel-Apel et al., 1998). Am letzten Tag des Östrus sind noch $4,9 \pm 0,1$ Follikel mit einer durchschnittlichen Größe von $2,3 \pm 0,01$ mm auf dem Ovar zu detektieren (Malandain et al., 2011). Einige Follikel weisen während des gesamten Zyklus Größen von ca. 2 mm auf und sind während der sonographischen Untersuchung nicht regelmäßig zu erkennen (Fontbonne und Malandain, 2006).

Tritt die Ovulation ein, tritt eine abrupte, signifikante Verkleinerung der Durchmesser der Follikel ein (Günzel-Apel et al., 1998). Im Gegensatz zu anderen Tierarten kommt es nicht zu einem Kollabieren der Follikel (Davidson und Baker, 2009). Das Ovargewebe stellt sich homogen bis aufgelockert da, welches bis Tag 22 *post ovulationem* anhält (Günzel-Apel et al., 1998). Einige Tage nach der Ovulation sind hypoechogene Strukturen auf den Eierstöcken zu erkennen (Davidson und Baker, 2009; Malandain et al., 2011), welche *Corpora lutea* mit Größen von 3,5 bis 4,5 mm darstellen (Malandain et al., 2011). Günzel-Apel et al. (1998) beschreiben das Auftreten ein mm großer hypoechogener Strukturen nach eins bis drei Tagen, welche nach drei bis fünf Tagen Durchmesser von bis zu 5,3 mm aufweisen. Nach fünf Tagen bis drei Wochen bilden sich die Strukturen wieder zurück (Günzel-Apel et al., 1998). Wölben sich die Funktionskörper über die Ovaroberfläche, ist das Ansprechen der *Corpora lutea* im Ultraschall vereinfacht.

Während Anöstrus sowie Interöstrus weisen die Ovarien eine homogene Struktur mit einem Durchmesser von weniger als 2 cm auf, so dass sie zum Teil sehr schwierig sonographisch zu detektieren sind (Fontbonne und Malandain, 2006). Ihre Echogenität ähnelt der Echogenität des renalen Cortex (Davidson und Baker, 2009).

2.3 Zyklus der ingraviden Hündin

Die Hündin gehört zu den multiparen (Concannon, 2011) Tieren mit einer spontanen Ovulation (Jöchle und Andersen, 1977; Chakraborty, 1987). Sie weist meist einen asaisonalen (Mutembei et al., 2000; Concannon, 2011), monoöstrischen Zyklus mit ein bis zwei Ovulationen pro Jahr im Abstand von fünf bis 12 Monaten (Concannon et al., 1989b) auf. Zudem sind Rasseunterschiede beschrieben (Jöchle und Andersen, 1977). So zeigt der Basenji einen lichtabhängigen Zyklus mit dem Einsetzen der Läufigkeit im Herbst (Fuller, 1956; Concannon, 2009). Der Wolf, der Coyote und der australische Dingo zeigen einen monoöstrischen Zyklus mit deutlicher Saisonalität im Winter (Jöchle und Andersen, 1977; Bouchard et al., 1991). Bei Hündinnen, die im Rudel gehalten werden, kommt es häufig zu einer Synchronisation des Zyklus (Bouchard et al., 1991). Mit der Geschlechtsreife ist, in Abhängigkeit von Rasse und Größe, mit 6 bis 16 Monaten zu rechnen (Chakraborty et al., 1980; Wildt et al., 1981b; Wildt et al., 1981a; Chakraborty, 1987; Concannon, 2011), wobei der erste Zyklus meist mit einer geringen Konzentration an Hormonen sowie einer kürzeren Zeitdauer einhergeht (Chakraborty et al., 1980). Das Interöstrus-Intervall kann mit 140 bis 300 Tagen stark variieren (Concannon et al., 1975), wobei mit einer durchschnittlichen Länge von sechs bis sieben Monaten zu rechnen ist (Bouchard et al., 1991; Concannon, 2011). Die Unterteilung des Zyklus erfolgt in Präproöstrus, Proöstrus, Östrus, Metöstrus oder Diöstrus und Anöstrus (Heape, 1900; Günzel und Koivisto, 1984; Tammer et al., 1994; Concannon, 2009). Die genauen Längen der Zyklusphasen unterliegen genetischen sowie individuellen Schwankungen (Tammer et al., 1994).

Die Phase des Präproöstrus ist gekennzeichnet durch eine vermehrte Ausschüttung von LH und der Selektion von LH-sensiblen Follikeln. Laut Concannon (2009) schwanken in dieser Phase die Östradiolwerte um 5 pg/ml, wobei Wehrend (2010) sie mit > 15 pg/ml angibt. Die Progesteronwerte sind basal (Wehrend, 2010).

Der Beginn des Proöstrus ist gekennzeichnet durch das Einsetzen der Ödematisierung der Vulva sowie serosanguinem Vaginalausfluss (Chakraborty, 1987; Kutzler, 2005). Er hat eine durchschnittliche Länge von sechs bis zehn Tagen (Wildt et al., 1978a; Chakraborty, 1987; Silva et al., 1996), wobei Längen von drei Tagen bis drei Wochen (Concannon et al., 1975; Wildt et al., 1978b; Wildt et al., 1978a; Concannon, 2009) beschrieben werden. In dieser Phase kommt es zum Follikelwachstum (Concannon et al., 1975), wodurch ein Anstieg des Östradiol-17- β zu detektieren ist (Olson et al., 1982). Die Östradiol-17- β -Werte steigen von 5 bis 15 pg/ml auf Maximalwerte von 42 bis 175 pg/ml an, welche null bis drei Tage vor Beginn des Östrus erreicht werden (Mellin et al., 1976; Wildt et al., 1978a; Wildt et al., 1979; Chakraborty et al., 1980; Schmidt et al., 1983; Chakraborty, 1987; Jeffcoate und Lindsay, 1989; Onclin et al., 2002; de Gier et al., 2006; Concannon, 2009). Bei den Maximalwerten sind sowohl individuelle aber auch zyklusabhängige Unterschiede zu beobachten (Concannon et al., 1975; Chakraborty et al., 1980; Olson et al., 1982; Chakraborty, 1987). Gleichzeitig kommt es zu einem beginnenden Anstieg des Progesterons im Blut, welches zunächst von Basalwerten von 0,2 bis 0,4 ng/ml auf 0,6 bis 1,0 ng/ml sechs Tage vor Eintritt des LH-Peaks steigt (Chakraborty, 1987; de Gier et al., 2006; Concannon, 2009). de Gier et al., 2006) beschreiben Werte von $0,97 \pm 0,19$ ng/ml ($2,2 \pm 1$ nmol/l) 40 bis 140 Stunden vor Einsetzen des LH-Peaks. Endokrinologisch ist das Eintreten des LH-Peaks als Ende des Proöstrus zu betrachten (Concannon, 2009).

Der Östrus weist eine durchschnittliche Länge von neun Tagen auf (Jöchle und Andersen, 1977; Concannon, 2009), wobei er von drei bis 23 Tagen variieren kann (Jöchle und Andersen, 1977; Wildt et al., 1978a; Chakraborty, 1987; Silva et al., 1996). Wird die Paarungsbereitschaft als Indikator für den Östrus verwendet, findet der präovulatorische LH-Peak innerhalb der ersten zwei Tage des Östrus statt (Concannon et al., 1975; Chakraborty, 1987; Concannon, 2009). Im Gegensatz zu anderen Tierarten ist der LH-Peak relativ lang und kann eine Zeitdauer von eins bis fünf Tagen einnehmen (Mellin et al., 1976; Wildt et al., 1978a; Onclin et al., 2002), wobei eine durchschnittliche Länge von 36 Stunden beschrieben wird (Onclin et al., 2002; de Gier et al., 2006). Es werden LH-Werte von $18,7 \pm 5,8$ μ g/l erreicht (de Gier et al., 2006). Während des LH-Peaks sind Östradiol-17- β Werte von $44,4 \pm 9,2$ pg/ml vorhanden (Onclin et al., 2002), welche dann auf 10 bis 20 pg/ml abfallen (de Gier et

al., 2006; Concannon, 2011). Gleichzeitig kommt es zu einem sprunghaften Progesteronanstieg (Concannon et al., 1975; Wildt et al., 1979; Chakraborty et al., 1980; Olson et al., 1982; Chakraborty, 1987; Arbeiter et al., 1990; Concannon, 2009). Während des präovulatorischen LH-Peaks werden Progesteronwerte von 1 bis 3 ng/ml erreicht (Silva et al., 1996; de Gier et al., 2006; Concannon, 2009). Zum Zeitpunkt der Ovulation liegen die Progesteronwerte zwischen 2,34 und 11,02 ng/ml (Concannon et al., 1977; Hase et al., 2000; Lévy und Fontbonne, 2007; Bergeron et al., 2013), wobei durchschnittliche Werte von um die 6 ng/ml zu messen sind (Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007; Bergeron et al., 2013). Silva et al. (1996) beschreiben einen Progesteronanstieg auf $10,09 \pm 3,42$ ng/ml ($32,1 \pm 10,9$ nmol/l) am vierten Tag nach dem LH-Peak. 24 bis 60 Stunden nach dem LH-Peak kommt es zur Ovulation primärer Oozyten (Hase et al., 2000; Concannon, 2009; Günzel-Apel et al., 2009).

Das Ende des Östrus und somit der Beginn des Metöstrus ist gekennzeichnet durch den Eintritt des metöstrischen Vaginalbildes in der exfoliativen Vaginalzytologie (Concannon et al., 1989b; Concannon, 2009). Silva et al. (1996) beschreiben Progesteronwerte von $22,83 \pm 4,47$ ng/ml am ersten Tag des Metöstrus. Maximale Progesteronwerte von 8 bis 93 ng/ml werden zwischen Tag null und 15 nach Erreichen des LH-Peaks erreicht (Mellin et al., 1976; Wildt et al., 1979; Schmidt et al., 1983; Concannon, 2011). Tammer et al. (1994) beschreiben das Erreichen maximaler Progesteronkonzentration erst drei bis vier Wochen nach der Ovulation. Des Weiteren sind Progesteronwerte von 15 bis 85 ng/ml zwischen Tag 15 und 35 zu erwarten (Concannon et al., 1975; Concannon, 2009, 2011), welchen ein langsamer Abfall folgt (Concannon et al., 1975; Jöchle und Andersen, 1977; Erdem et al., 2003; Concannon, 2009; Günzel-Apel et al., 2009). Laut Wildt et al. (1979) ist die maximale Progesteronkonzentration mit Werten von 8 bis 93 ng/ml bei 36 % aller Hündinnen zwischen Tag 10,5 und 15 nach Erreichen des LH-Peaks zu erwarten, während bei den anderen Hündinnen diese bereits zwischen dem ersten und dem zehnten Tag eintreten. Der Abfall des Progesteronwertes unter 1 bis 2 ng/ml ist nach 30 bis 100 Tagen erreicht und stellt das Ende des Metöstrus dar (Concannon et al., 1975; Jöchle und Andersen, 1977; Concannon, 2009, 2011). Östradiol-17- β -Werte schwanken in dieser Zeit zwischen 9 und 30 pg/ml (Concannon et al., 1975; Concannon, 2011). Onclin et al. (2002) dagegen beschreiben das Erreichen von Östradiol-17- β -Werten von $6,8 \pm 1,8$ pg/ml am ersten Tag des Metöstrus, wonach ein

erneuter Anstieg auf 21 bis 42 pg/ml folgt und Basalwerte erst wieder an Tag 64 bis 67 erreicht werden.

Der Anöstrus umfasst die endokrine Ruhephase der Ovarien (Jöchle und Andersen, 1977; Tammer et al., 1994) und kann eine Länge von zwei bis zehn Monaten aufweisen, wobei Rasseunterschiede zu erkennen sind (Concannon et al. 1975; (Concannon et al., 1975; Bouchard et al., 1991; Concannon, 2009). Die Länge des Zyklus ist abhängig von der Länge des Anöstrus (Jöchle und Andersen, 1977). So weisen Rassen wie der Basenji oder der Tibet Mastiff einen sehr langen Anöstrus auf (Fuller, 1956; Bouchard et al., 1991). Die Östradiol-17- β -Werte in dieser Zyklusphase sind niedrig (Olson et al., 1982) und schwanken zwischen 5 und 10 pg/ml (Concannon, 2011). Das Progesteron weist Werte < 1 ng/ml auf (Olson et al., 1982; Concannon, 2011). Das Ende des Anöstrus ist gekennzeichnet durch das Heranreifen einer Kohorte LH-sensibler Follikel (Concannon, 2009). Ca. vier bis fünf Wochen vor dem Ende des Anöstrus kommt es zu einem Anstieg des Östradiol-17- β auf 1 pg/ml (Jöchle und Andersen, 1977).

2.4 Diagnostische Möglichkeiten zur Zyklusbestimmung beim Hund

2.4.1 Klinische Möglichkeiten

Eine Möglichkeit der Zyklusdiagnostik ist die Einteilung mithilfe des Verhaltens der Hündin. Im Präproöstrus zeigt die Hündin kein Sexualverhalten, wobei gelegentlich ein erstes Interesse des Rüden an der Hündin zu erkennen ist (Wehrend, 2010). In der Phase des Proöstrus sinkt das ablehnende Verhalten gegenüber Rüden (Concannon, 2009). Das bei dem Versuch des Aufsteigens durch einen Rüden zunächst aggressive Verhalten geht meist in ein spielerisches Verhalten über. Hündinnen suchen die Nähe der Rüden, ein Aufsteigen wird jedoch noch nicht geduldet (Christie und Bell, 1972; Jöchle und Andersen, 1977; Günzel und Koivisto, 1984; Tammer et al., 1994). Zudem ist häufig ein vermehrter Harnabsatz zu beobachten (Jöchle und Andersen, 1977).

In der Phase des Östrus sind die Hündinnen paarungsbereit (Christie und Bell, 1972; Günzel und Koivisto, 1984; Tammer et al., 1994). Dem Besitzer gegenüber wirken sie häufig anhänglicher. Sie wenden sich dem Rüden hin und suchen seine Nähe.

Bei Berührung nehmen sie eine lordotische Haltung ein, winkeln die Rute ab und präsentieren die Vulva (Christie und Bell, 1972; Concannon et al., 1975; Jöchle und Andersen, 1977; Chakraborty, 1987). Die Ovulation ist drei Tage nach Einsetzen des östrischen Verhaltens zu erwarten (Wildt et al., 1978a). Das Verhalten im Östrus ist bedingt durch den gleichzeitigen Abfall von Östradiol-17- β und dem Anstieg von Progesteron (Concannon et al., 1977; Concannon, 2009). Dieses Verhaltensmuster dauert meist zwei bis drei Tage an. Einige Hündinnen weisen jedoch bis zu drei Wochen ein östrisches Verhalten auf (Concannon et al., 1989b), so dass bei diesen Hündinnen das östrische Verhalten von der fertilen Phase abweicht (Concannon, 2011; Moxon et al., 2012).

Der Metöstrus nach Einteilung des Verhaltens ist charakterisiert durch das Ende des östrischen Verhaltens und somit dem Verlust der Paarungsbereitschaft (Concannon et al., 1975; Günzel und Koivisto, 1984). Ein Aufspringen des Rüden wird nicht akzeptiert. Zudem lässt das Interesse der Rüden an der Hündin nach (Christie und Bell, 1972). Einige Hunde weisen am Ende des Metöstrus Anzeichen einer Pseudogravidität auf. Dieses kann mit vergrößertem Gesäuge bis hin zur Sekretion von Milch, Nestbauverhalten sowie dem Bemuttern von Spielzeugen einhergehen (Chakraborty, 1987).

Das Einsetzen des Anöstrus kann durch das Verhalten der Hündin nicht festgelegt werden (Jöchle und Andersen, 1977). In dieser Phase zeigen sie keine zyklus-spezifischen Veränderungen (Tammer et al., 1994). Rüde und Hündin zeigen kein sexuelles Interesse an einander (Christie und Bell, 1972).

Eine weitere Möglichkeit der Zyklusdiagnostik ist die Einteilung nach Veränderungen des äußeren Genitale, der Durchführung der exfoliativen Vaginalzytologie sowie der Vaginoskopie. Aufgrund der Schwankungen der Östrogenkonzentration während des Zyklus kommt es zu Veränderungen im Bereich der weiblichen Geschlechtsorgane der Hündin. Diese Veränderungen können mithilfe der Vaginoskopie sowie der exfoliativen Vaginalzytologie zur Zyklusdiagnostik herangezogen werden (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013). Die Durchführung der exfoliativen Vaginalzytologie zur Zyklusbestimmung beruht auf den Veränderungen des Vaginalepithels unter Östrogeneinfluss. Es kommt zu einer Proliferation des Vaginalepithels sowie zu

Veränderungen in Größe und Gestalt des Zellkerns. Aus dem im Anöstrus aus drei bis vier Schichten bestehenden Vaginalepithels entsteht unter Östrogeneinfluss ein ca. 20 schichtiges Epithel (Wehrend et al., 2013).

Das Zellbild des Präproöstrus wird dominiert durch Parabasalzellen und kleinen Intermediärzellen. Es ähnelt dem Zellbild des Anöstrus, wobei das Zellbild zellreicher erscheinen kann (Wehrend, 2010). In der vaginoskopischen Untersuchung ist die Schleimhaut geringgradig feucht und weist keine bis eine geringgradige Fältelung auf (Wehrend, 2010).

Der Proöstrus ist gekennzeichnet durch die steigende Östrogenkonzentration im Blut und den damit zusammenhängenden Veränderungen des Genitaltrakts (Concannon et al., 1975; Concannon et al., 1989b; Concannon, 2009). Es kommt zur Ödematisierung der Vulva sowie zu serosanguinem Ausfluss (Christie und Bell, 1972; Concannon et al., 1975; Jöchle und Andersen, 1977; Chakraborty, 1987; Tammer et al., 1994; Kutzler, 2005; Concannon, 2011). Bei Berührung der Vulva ist diese vermehrt warm (Jöchle und Andersen, 1977). Das Vaginalepithel proliferiert und eine Verhornung der Zellschichten tritt ein (Jöchle und Andersen, 1977; Concannon, 2009; Wehrend et al., 2013). In der exfoliativen Vaginalzytologie kommt es zunächst zur Dominanz kleiner und großer Intermediärzellen. Diesen folgen kernhaltige Superfizialzellen sowie vereinzelt Schollen. Zu Beginn des Proöstrus können noch vereinzelt Parabasalzellen aufgefunden werden (Phemister et al., 1973; Günzel und Koivisto, 1984; Günzel et al., 1985; Tammer et al., 1994; Concannon, 2011; Wehrend et al., 2013). Tammer et al. (1994) beschreiben als dominierende Zellen kernhaltige Superfizialzellen mit einer geringen Anzahl von Intermediärzellen, Parabasalzellen und vereinzelt Schollen. Zudem sind Erythrozyten in der exfoliativen Vaginalzytologie erkennbar (Günzel und Koivisto, 1984; Günzel et al., 1985; Tammer et al., 1994; Mshelia et al., 2001; Concannon, 2011; Wehrend et al., 2013). Der Ausstrichhintergrund wirkt aufgrund des Vorhandenseins von Sekretspuren und Bakterien schmutzig (Günzel und Koivisto, 1984; Reddy et al., 2011). In der Vaginoskopie erscheint die Schleimhaut zunächst rosa, welches mit steigender Östrogenkonzentration in eine weiße Farbe übergeht (Jeffcoate und Lindsay, 1989; Wehrend et al., 2013). Tammer et al. (1994) beschreiben die Schleimhaut als glänzend und rosarot. Die Mukosa ist ödematisiert (Jöchle und Andersen, 1977;

Jeffcoate und Lindsay, 1989) und weist zunächst eine Längs- später dann eine Querfältelung auf (Tammer et al., 1994; Moxon et al., 2012; Wehrend et al., 2013). Im Vaginalkanal ist blutiges Sekret erkennbar (Wehrend et al., 2013).

In der Phase des Östrus ist das Vaginalsekret fleischwasserfarben bis klar (Tammer et al., 1994). Aufgrund des schnellen Östrogenabfalls sowie des Progesteronanstieges kommt es zum Verlust der Vulvaschwellung. Das vaginalzytologische Bild ist in dieser Zyklusphase zellreich. Im Zellbild dominieren zunächst vor allem Superfizialzellen mit pyknotischen Zellkern sowie verhornte Superfizialzellen (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013), welche im Verlauf des Östrus von Schollen abgelöst werden (Moxon et al., 2012; Wehrend et al., 2013). Aufgrund der hohen Zellzahl kommt es zum Zusammenlagern der Zellen zu Nestern (Wehrend et al., 2013). Es sind wenige bis keine Erythrozyten vorhanden, wobei individuelle Unterschiede zu beobachten sind (Tammer et al., 1994). Günzel und Koivisto (1984) unterteilen das Zellbild des Östrus nochmal in späten Proöstrus / früher Östrus, Östrus in Ovulationsnähe sowie später Östrus. Im späten Proöstrus / frühen Östrus sind vor allem Superfizialzellen und Intermediärzellen mit teilweise intakten und teilweise pyknotischen Zellkernen zu erkennen. Die Zellen liegen einzeln. Schollen kommen in unterschiedlicher Menge vor, wohin gegen die Anzahl der Erythrozyten abnimmt. Der Ausstrichhintergrund wirkt sauberer als im Proöstrus, da Sekretspuren und Bakterien abnehmen (Günzel und Koivisto, 1984; Mshelia et al., 2001; Reddy et al., 2011). Im Östrus in Ovulationsnähe wird das Zellbild dominiert von einzeln liegenden, verhornten Superfizialzellen sowie kernlosen Schollen unterschiedlicher Anzahl. Erythrozyten sind nur noch wenige bis vereinzelte vorhanden, der Hintergrund wirkt klar. Aufgrund des Östrogenabfalls geht die Ödematisierung der Vaginalschleimhaut zurück, weshalb ein kopfsteinpflasterartiges Aussehen entsteht (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013). Die Schleimhaut ist trocken und blass (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013). Tammer et al. (1994) beschreiben die Farbe der Schleimhaut als blass bis porzellanfarben. Eine maximale Längs- und Querfältelung der Vaginalschleimhaut ist vier bis fünf Tage nach der LH-Peak und somit nach Beginn des Östrus erkennbar (Concannon, 2011). Laut Günzel und Koivisto (1984) kommt es im späten Östrus in der Vaginalzytologie zu einer abrupten Veränderung des Zellbildes. Die Superfizialzellen liegen nun in Haufen. Innerhalb von 24 Stunden kommt es zum Auftreten von Intermediär- und Parabasal-

zellen. Erythrozyten sind meistens nicht vorhanden. Der Ausstrichhintergrund wirkt aufgrund von Sekretspuren und Zelldetritus schmutziger als in der Phase davor.

Zu Beginn des Metöstrus kann bei einigen Hündinnen milchig, wässriger Vaginalausfluss beobachtet werden, einige Hündinnen haben keinen Ausfluss (Tammer et al., 1994). Die Vulva zeigt keine Ödematisierung mehr. Das Einsetzen des Metöstrus ist definiert durch den Eintritt des „metöstrischen Zellbildes“ in der exfoliativen Vaginalzytologie sowie des metöstrischen vaginoskopischen Bildes (Jöchle und Andersen, 1977). Die Veränderung des Zellbildes erfolgt abrupt innerhalb von 24 bis 48 Stunden (Wehrend et al., 2013). Zu Beginn des Metöstrus sind Superfizialzellen, Intermediärzellen, Parabasalzellen sowie Zelldetritus dominierend. Im weiteren Verlauf nimmt die Anzahl an Superfizialzellen ab, während vermehrt Intermediärzellen sowie Parabasalzellen zu finden sind (Günzel und Koivisto, 1984; Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013). Zudem sind neutrophile Granulozyten aufzufinden (Tammer et al., 1994). Günzel und Koivisto (1984) beschreiben das Auftreten der neutrophilen Granulozyten als Kennzeichen für den Beginn des Metöstrus. Vereinzelt treten Metöstruszellen sowie Schaumzellen auf (Wehrend et al., 2013). Der Ausstrichhintergrund erscheint schlierig durch Sekretspuren und Zelldetritus (Günzel und Koivisto, 1984). Die Fältelung der Vaginalschleimhaut lässt nach, so dass nur noch eine geringgradige Längsfältelung erkennbar ist (Jöchle und Andersen, 1977; Wehrend et al., 2013). Die Schleimhaut erscheint rosarot und leicht glänzend (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013).

Der Übergang von Metöstrus zu Anöstrus kann nicht am Verhalten der Hündin festgemacht werden (Jöchle und Andersen, 1977). In der Phase des Anöstrus zeigt sich die Vulva klein, vaginaler Ausfluss ist nicht vorhanden (Jöchle und Andersen, 1977). In der Vaginalzytologie sind vorwiegend Parabasalzellen, vereinzelt auch Basalzellen vorhanden. Erythrozyten sowie neutrophile Granulozyten treten nur sehr vereinzelt auf (Tammer et al., 1994; Concannon, 2011; Wehrend et al., 2013). Aufgrund der Dünne der Schleimhaut ist eine Traumatisierung durch die Tupferprobenentnahme möglich, was zu dem Nachweis von Erythrozyten im Ausstrich führen kann (Concannon, 2011). Laut Günzel und Koivisto (1984) ist das anöstrische Zellbild individuell sehr unterschiedlich, wobei Parabasalzellen, Intermediärzellen und neutrophile Granulozyten in unterschiedlicher Anzahl vorhanden sein können. Als

konstantes Anzeichen des Anöstrus beschreiben Günzel und Koivisto (1984) das Fehlen von Superfizialzellen. Der Hintergrund ist durch Sekretspuren sowie Zelldetritus schlierig (Günzel und Koivisto, 1984; Reddy et al., 2011). Die Schleimhaut stellt sich vaginoskopisch rosarot und leicht glänzend dar (Tammer et al., 1994; Wehrend et al., 2013). Tammer et al. (1994) geben auch im Anöstrus das Auftreten einer Längsfältelung an.

2.4.2 Endokrine Möglichkeiten

Eine weitere Möglichkeit der Zyklusdiagnostik ist die Unterteilung nach endokrinen Veränderungen sowie der zyklusbedingten Veränderungen der Ovarfunktion (Tammer et al., 1994). Zur Diagnostik können die Hormonwerte im Blut herangezogen werden (Tabelle 2).

Die Follikelphase beginnt mit dem Präproöstrus und reicht bis zur Ovulation im Östrus (Jöchle und Andersen, 1977; de Gier et al., 2006; Concannon, 2009). In dieser Phase kommt es zum kontinuierlichen Östrogenanstieg sowie zum präovulatorischen LH–Peak (Tammer et al., 1994). Tammer et al. (1994) bezeichnen die Phase des Östrus als Periovulationsphase, in der es zu einer Umbildung der östrogenbildenden Wand der Follikel in progesteronsekretierende Schichten kommt. Dies führt zu fallenden Östrogenkonzentrationen sowie steigenden Progesteronkonzentrationen im Blut. Der Metöstrus oder Diöstrus ist definiert als die luteale Phase (Tammer et al., 1994).

Der Anöstrus umfasst die endokrine Ruhephase (Jöchle und Andersen, 1977; Tammer et al., 1994), in der keine hormonelle Aktivität der Ovarien zu verzeichnen ist (Olson et al., 1982).

Tabelle 2: Hormonwerte im peripheren Blut von Hündinnen in den verschiedenen Zyklusphasen

Zyklusphase	Hormon	Autor
Follikelphase:		
Präproöstrus	Östradiol: um 5 pg/ml Östrogen: über 15 pg/ml Progesteron < 1,5 ng/ml	Concannon (2009) Wehrend (2010) Wehrend (2010)
Proöstrus	Östradiol-17-β: < 5 – 5 pg/ml Östradiol-17-β: steigend Progesteron: < 1 ng/ml Progesteron: 0,3 - 2,0 ng/ml	Concannon (2009) de Gier et al. (2006) Olson et al. (1982) Arbeiter et al. (1990)
Östrus	Progesteron: > 1 ng/ml Progesteron: steigend Östradiol-17-β: 10 - 20 pg/ml Östradiol-17-β: von 44 ± 9,2 pg/ml auf 6,8 ± 1,8 pg/ml fallend Östradiol-17-β: basal	Olson et al. (1982) de Gier et al. (2006) Concannon (2011) Onclin et al. (2002) de Gier et al. (2008)
Lutealphase:		
Metöstrus	Progesteron > 1 - 2 ng/ml Östradiol-17-β: 9 - 15 pg/ml Östradiol-17-β: 15 - 30 pg/ml Östradiol-17-β: 21 - 42 pg/ml	Concannon (2011) Concannon et al. (1975) Concannon (2011) Onclin et al. (2002)
Hormonelle Ruhe:		
Anöstrus	Progesteron: < 1 ng/ml < 1 - 2 ng/ml Progesteron: < 1 ng/ml Östradiol-17-β: 5 - 10 pg/ml Östradiol-17-β: steigende Werte am Ende des Anöstrus	Olson et al. (1982) Concannon (2011) Olson et al. (1982) Concannon (2011) Onclin et al. (2002)

2.4.3 Sonographische Möglichkeiten

Die Ovarien können sonographisch kaudal bzw. kaudolateral der Nieren aufgefunden werden (Renton et al., 1992; England und Yeager, 1993, 1993; Davidson und Baker, 2009; Barbosa et al., 2013) und weisen eine ovale bis runde Form auf (Silva et al., 1996; Barbosa et al., 2013).

Laut England et al. (2009) sind kurz vor Beginn des Proöstrus, in der Phase des Präproöstrus, durchschnittlich $2,2 \pm 0,4$ kleine Follikel pro Ovar erkennbar, während zu Beginn des Proöstrus die Anzahl auf $1,3 \pm 0,6$ sinkt. Die Follikel sind als anechogene Gebilde zu erkennen, welche von einer weniger als 1 mm dünnen echogenen Wand umgeben sind (Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Die Darstellung der Follikel, bei einer durchschnittlichen Follikelgröße von 2,9 bis 4 mm, ist laut England und Allen (1989a), Hase et al. (2000), Hayer (1991) erst an Tag drei bis fünf nach Beginn des Proöstrus bzw. fünf Tage vor Ovulation (Barbosa et al., 2013) möglich. Pro Ovar können laut Eker und Salmanou (2006) durchschnittlich drei Follikel erkannt werden, wohingegen England et al. (2009) eine Anzahl von $7,6 \pm 0,5$ kleine Follikel fünf Tage sowie $4,8 \pm 0,8$ große Follikel einen Tag vor dem LH-Peak beschreiben. Fünf Tage vor Ovulation kann im Ultraschall eine Zunahme der Ovargröße beobachtet werden (Silva et al., 1996; Lévy und Fontbonne, 2007). Während des Proöstrus kommt es zudem zu einem Größenwachstum der Follikel (Hayer et al., 1993).

In der Zeit drei Tage *prä ovulationem* bis hin zur Ovulation weist das linke Ovar eine Länge von $1,27 \pm 0,02$ cm sowie eine Breite von $1,08 \pm 0,02$ cm auf, das rechte Ovar hat in dieser Zeit Maße von $2,5 \pm 0,01$ cm (Länge) x $1,39 \pm 0,02$ cm (Breite) (Eker und Salmanou, 2006). Während des Östrus sind $3,4 \pm 0,7$ kleine Follikel sowie $5,2 \pm 0,7$ große Follikel zu erkennen (England et al., 2009). Kurz vor Ovulation ist eine Verdickung der Follikelwand auf 1 mm zu erkennen, welche im Zusammenhang mit der Präluteinisierung der Follikel steht (Hayer, 1991; Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Der maximale Durchmesser der Follikel beträgt je nach Hunderasse 6 bis 9 mm (Hayer, 1991; Hase et al., 2000; Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Zum Zeitpunkt der Ovulation weist laut Hayer et al. (1993) das linke Ovar eine Länge von $2,15 \pm 0,19$ cm und eine Breite von $0,94 \pm 0,9$ cm, das rechte Ovar eine Länge von $2,19 \pm 0,24$ cm und eine

Breite von $0,95 \pm 0,12$ cm auf. Eker und Salmanou (2006) geben dagegen Maße von 1,41 cm (Länge) x 1,13 cm (Breite) für das linke Ovar sowie 2,02 cm (Länge) x 1,04 cm (Breite) für das rechte Ovar zum Zeitpunkt der Ovulation an. Das durchschnittliche Ovarvolumen beträgt $0,64 \pm 0,06$ cm³ zu diesem Zeitpunkt (Barbosa et al., 2013). Sind sehr viele Follikel auf einem Ovar erkennbar, kann die Form der Follikel nicht mehr rund, sondern flach erscheinen (Lévy und Fontbonne, 2007). Mithilfe der Ultraschalluntersuchung kann der Zeitpunkt der Ovulation bestimmt werden, wobei die Unterscheidung zwischen präovulatorischen Follikeln und frischen *Corpora lutea* schwierig ist (England et al., 2009). Laut Lévy und Fontbonne (2007) kann die Genauigkeit der Feststellung des Ovulationszeitpunktes durch die Bestimmung des Progesteronwertes um 10,1 % gesteigert werden, wenn zusätzlich eine tägliche sonographische Untersuchung der Eierstöcke durchgeführt wird.

Das Zusammenfallen der Follikel bei der Ovulation ist nicht bzw. nur bei einem Teil der Hündinnen erkennbar (England und Allen, 1989b; Hayer, 1991; England und Yeager, 1993; Silva et al., 1996; Hase et al., 2000; Lévy und Fontbonne, 2007; Davidson und Baker, 2009; Barbosa et al., 2013). Die Ovulation ist gekennzeichnet durch den schnellen Verlust der anechogenen Zentren der Follikel innerhalb von 24 Stunden (Hayer et al., 1993; Eker und Salmanou, 2006). Bei 50 % der Hündinnen bleibt auch nach der Ovulation eine hypoechogene Struktur im Ovar erkennbar, welche sich jedoch kleiner und unregelmäßiger darstellt als die präovulatorischen Follikel (Lévy und Fontbonne, 2007; Barbosa et al., 2013). Zudem sind bei 32 bis 45,9 % aller Hündinnen nicht ovulatorische Follikel zu erkennen, die auch drei Tage nach Ovulation noch vorhanden sind (England und Yeager, 1993; Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Bei 39,6 % der Hündinnen ist Flüssigkeit zwischen dem Eierstock sowie der *Bursa ovarica* erkennbar (Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Laut Barbosa et al. (2013) ist dieses Phänomen bei allen Hündinnen bis Tag drei nach Ovulation erkennbar, wobei die Größe des hypoechogenen Bereiches stark variiert, wohingegen Eker und Salmanou (2006) dieses Phänomen nur im Bereich des linken Ovars auffinden konnten. Da das sonographische Bild der präovulatorischen Follikel und der *Corpora haemorrhagica* sich sehr ähnelt (England und Allen, 1989b; Fontbonne und

Malandain, 2006), empfehlen Fontbonne und Malandain (2006) eine tägliche sonographische Untersuchung zur Detektion der Ovulation.

Ein bis zwei Tage nach LH–Peak stellen sich die Gelbkörper homogen, hypoechogen dar (Boyd et al., 1993; England und Yeager, 1993; England et al., 2009), wonach es laut England und Yeager (1993) und (England und Yeager, 1993; England et al., 2009) zur Bildung eines Hohlraumes kommt. Gelbkörper weisen eine durchschnittliche Größe von 3,5 bis 4 mm auf und sind umgeben von einer dicken Wand (England und Allen, 1989b; Eker und Salmanou, 2006). Der Inhalt erscheint hypoechogen mit unregelmäßigem Inhalt (England und Allen, 1989b). Die *Corpora lutea* wölben sich über die Oberfläche des Eierstocks hervor (Eker und Salmanou, 2006), wodurch das Ovar ein knotiges Aussehen aufweist (England und Yeager, 1993). Der Durchmesser der *Corpora lutea* zwischen dem ersten und dem 18ten Tag der Lutealphase beträgt $0,59 \pm 0,01$ cm für das rechte Ovar sowie $0,56 \pm 0,02$ cm für das linke Ovar (Eker und Salmanou, 2006). Es ist eine durchschnittliche Anzahl von $5,1 \pm 0,7$ Gelbkörpern pro Ovar zu erkennen (England et al., 2009). Das Erreichen der maximalen Ovargröße wird im Metöstrus drei bis sechs Tage nach Ovulation erreicht (England und Yeager, 1993; Hayer et al., 1993; Barbosa et al., 2013). Mit zunehmendem Abstand zur Ovulation nimmt die Echogenität der Gelbkörper zu (Renton et al., 1992).

Im Anöstrus stellen sich die Ovarien klein und heterogen da, welches die Darstellung mittels Ultraschall erschwert (Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Laut England et al. (2009) sind während des Anöstrus, bereits 100 Tage vor dem LH–Peak, eine geringe Anzahl kleiner Follikel auf den Ovarien zu erkennen.

3 Material und Methoden

3.1 Tiere

Bei den Tieren dieser Studie handelte es sich um je 20 weibliche Hunde und 18 weibliche Katzen unterschiedlichen Alters sowie unterschiedlicher Rassen, die in der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie, Andrologie der Groß- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Kastration vorgestellt wurden. Die Hunde und Katzen stammten aus Privathaushalten, Tierschutzorganisationen sowie aus Tierheimen. Die Tiere wurden für den Tag des Eingriffes stationär aufgenommen. Die Datenerhebung und die Untersuchungen erfolgten im Rahmen der präoperativen allgemeinen und speziellen Untersuchung.

3.2 Methoden

3.2.1 Anamnese

Als erste Schritte erfolgten die Befragung der Besitzer und die Aufnahme eines standardisierten Vorberichts. Bei Tieren aus dem Tierheim sowie bei verwilderten Katzen konnte der Vorbericht zum Teil nur unzureichend erstellt werden. Folgende Daten wurden von jedem Tier erfasst:

- Name des Tieres
- Geburtsdatum
- Grund für den Kastrationswunsch
- Frühere sowie bestehende Erkrankungen
- Aktuelle Medikamente
- Futter und Wasseraufnahme
- Intervall zwischen den Läufigkeiten / Rolligkeiten
- Datum und Verlauf der letzten Läufigkeit / Rolligkeit
- *Lactatio sine graviditate* (regelmäßig / unregelmäßig)
- Nidationsverhütung

3.2.2 Allgemeine Untersuchung

Es wurden das Verhalten, der Ernährungs- und Pflegezustand erfasst. Es schloss sich die Untersuchung der Episkleralgefäße, der Maulschleimhäute und der Konjunktividen sowie die Feststellung der kapillären Füllungszeit und die Palpation des Pulses an. Die *Lnn. mandibulares* sowie die *Lnn. poplitei superficialis* wurden hinsichtlich ihrer Größe, ihrer Beschaffenheit und eventueller Schmerzhaftigkeit untersucht. Es erfolgte eine Auskultation des Herzens, um Herzfrequenz, Rhythmus und Stärke, die Abgesetztheit der beiden Herztöne sowie das Fehlen von Herzgeräuschen zu überprüfen. Die Atemfrequenz wurde ausgezählt und das Lungenfeld mittels Auskultation überprüft. Dabei wurden auf den Typus, den Rhythmus sowie die Qualität der Atmung geachtet. Zudem wurde rektal die Körpertemperatur gemessen.

3.2.3 Gynäkologische Untersuchung

Die Tiere wurden im Anschluss an die allgemeine Untersuchung einer gynäkologischen Untersuchung unterzogen. Diese umfasste die Adspektion der äußeren Geschlechtsorgane, bei den Hündinnen die Durchführung einer Vaginoskopie und die Gewinnung einer exfoliativen Vaginalzytologie sowie bei den Hündinnen und Kätzinnen die Bestimmung des Progesteronwerte im Blut. Bei den Kätzinnen wurde aufgrund der geringen Größenverhältnisse sowie der in der Literatur uneinheitlich beschriebenen Befunde auf die Gewinnung der exfoliativen Vaginalzytologie sowie auf die Vaginoskopie verzichtet.

Zunächst wurde die Adspektion der Vulva durchgeführt, wobei auf anatomische Besonderheiten, eventuelle Ödematisierung und Rötung sowie Sekretspuren geachtet wurde. Die Adspektion und Palpation des Gesäuges diente der Feststellung möglicher Zubildungen sowie einer *Lactatio sine graviditate*.

Darauf folgend wurde eine exfoliative Vaginalzytologie gewonnen. Hierfür wurde die Vulva gründlich mit einem schleimhautschonenden Desinfektionsmittel (Spitacid®, Ecolab, Düsseldorf) gereinigt, die Vulva gespreizt und ein angefeuchtetes Spekulum nach Kilian in die dorsale Kommissur der Vulva eingeführt und bis in die Vagina vorgeschoben. Die Entnahme des Zellmaterials erfolgte mittels sterilem Wattetupfer (Heinz Herenz, Hamburg) am Vaginaldach. Der Tupfer wurde auf einem vorab

beschrifteten Objektträger (76 x 26 mm, iDL, Nidderau) in drei Lagen ausgerollt und nach Lufttrocknung mit einem Schnellfärbeverfahren (Hemacolor®, Merck, Darmstadt) angefärbt. Unter dem Lichtmikroskop (Ortholux VI®, Leitz, Köln) wurden die Epithelzellen begutachtet und ihre Art, Morphologie und ihre Häufigkeit erfasst. Bei einer 100-fachen Vergrößerung wurden zunächst der Hintergrund sowie die Gleichmäßigkeit der Zellverteilung beurteilt. Danach erfolgte eine Differenzierung der Epithelzellen bei einer 400-fachen Vergrößerung, wobei auf das Vorkommen von neutrophilen Granulozyten oder Erythrozyten geachtet wurde. Die Epithelzellen wurde in Parabasalzellen, kleine und große Intermediärzellen, Superfizialzellen und Schollen unterschieden und ein Zusammenlagern der Schollen zu Nestern berücksichtigt. Die Epithelzellen und das Vorkommen von Nestern wurde mit Hilfe einer Skala von + bis +++ in ihrer Häufigkeit unterteilt. Die angefärbten Präparate wurden mit Eindeckmittel (Entellan®, Merck, Darmstadt) und Deckgläschen (24 x 50 mm, iDL, Nidderau) konserviert.

Die Adspektion der Vaginalschleimhaut erfolgte mit Hilfe eines Röhrenspekulum sowie einer Stablampe. Die Vulva wurde mit einem schleimhautschonenden Desinfektionsmittel (Spitacid®, Ecolab, Düsseldorf) gereinigt, das angefeuchtete Röhrenspekulum wurde durch die dorsale Kommissur der Vulva eingeführt und durch das Vestibulum in die Vagina vorgeschoben. Mit Hilfe der Stablampe wurde die Vaginalschleimhaut begutachtet, wobei auf Farbe, Fältelung der Vaginalschleimhaut, mögliche Füllungen im Vaginalkanal sowie Veränderungen in Form von Verletzungen oder Zubildungen geachtet wurde.

Die Blutentnahme erfolgte an der Vordergliedmaße an der V. cephalica antebrachii oder an der Hintergliedmaße an der V. saphena. Hierfür wurde das Gefäß mit einem Stauschlauch angestaut. Nach Desinfektion mit Alkohol erfolgte die Blutabnahme mit einer sterilen Kanüle (20 G, Sterican®, B. Braun, Melsungen). Die Messung des Progesteronwertes erfolgte im hormonanalytischen Labor mittels RIA. Die Durchführung folgte dem in der Literatur beschriebenen Verfahren (Hoffmann et al., 1973; Hoffmann et al., 1992). Der Intra- und Interassayvariations-Koeffizient lag zwischen 14 und 15 %. Die untere Nachweisgrenze von Progesteron lag bei 0,1 ng/ml

Die Ergebnisse der gynäkologischen Untersuchung sowie der Befund der Progesteronmessung wurden zur Bestimmung des Zyklusstandes herangezogen.

3.2.4 Sonographische Untersuchung des Ovars

Die Sonographie der Ovarien erfolgte im B-Mode mit dem Ultraschallgerät Z. one ultra (Zonare Medical Systems, Mountain View, Kalifornien). Zur Durchführung wurde der Multifrequenz-Linearschallkopf L14-5w verwendet, welcher eine Frequenzbreite von fünf bis 14 MHz aufweist. Die Größe der Ovarien wurde mit Hilfe der im Gerät integrierten Messeinrichtung erfasst.

3.2.4.1 Sonographische Untersuchung der caninen Ovars

Die Sonographie erfolgte im Anschluss an die klinische gynäkologische Untersuchung an der wachen Hündin in einem abgedunkelten Raum. Zur besseren Ankoppelung wurde beidseitig kaudal des Rippenbogens, ventral der Lendenmuskulatur eine Fläche von ca. 8 x 5 cm frei geschoren. Die Untersuchung erfolgte in Seiten- oder Rückenlage. Die geschorene Hautfläche wurde mit einem schleimhautschonendem Desinfektionsmittel (Spitacid®, Ecolab, Düsseldorf) vorbehandelt und mit Hilfe von reichlich Ultraschallgel (Echoson®, Sonogel Vertriebs GmbH, Bad Camberg) der Linearschallkopf angesetzt. Durch eine paramediane, ventrodorsale Schallkopfführung wurde zunächst die Niere dargestellt, um kaudal davon das Ovar auf zu suchen. Nach Auffinden des Ovars wurde dieses mit der im Ultraschallgerät integrierten Messeinrichtung vermessen. Das Ovar wurde longitudinal zur Ermittlung der Länge und Höhe sowie nach Drehen des Schallkopfes um 90° Grad transversal zur Ermittlung der Breite sonographisch untersucht (Abbildung 1, Abbildung 2). Es wurden je drei Längs- und Querschnitte gespeichert. Zur Berechnung des Volumens des Ovars wurden die maximalen Durchmesser herangezogen. Die Untersuchung erfolgte zunächst in rechter Seitenlage zur Sonographie des linken Ovars, dann in linker Seitenlage zur Sonographie des rechten Ovars.

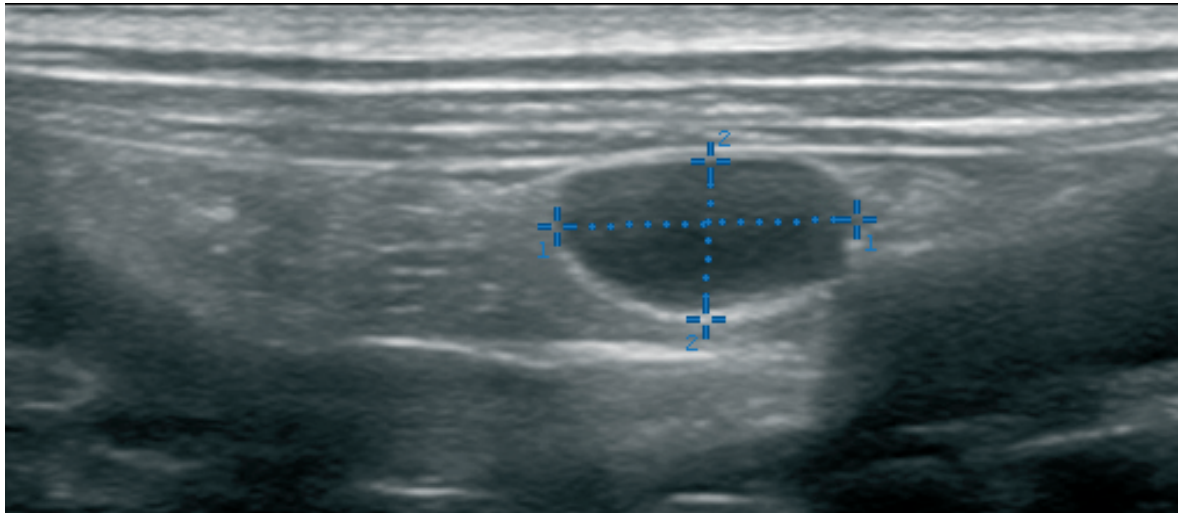


Abbildung 1: Messung eines caninen Ovars in longitudinaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Länge sowie der Höhe. Es handelt sich dabei um ein Ovar im Anöstrus. Es weist eine Länge von 1,27 cm und eine Höhe von 0,67 cm auf.

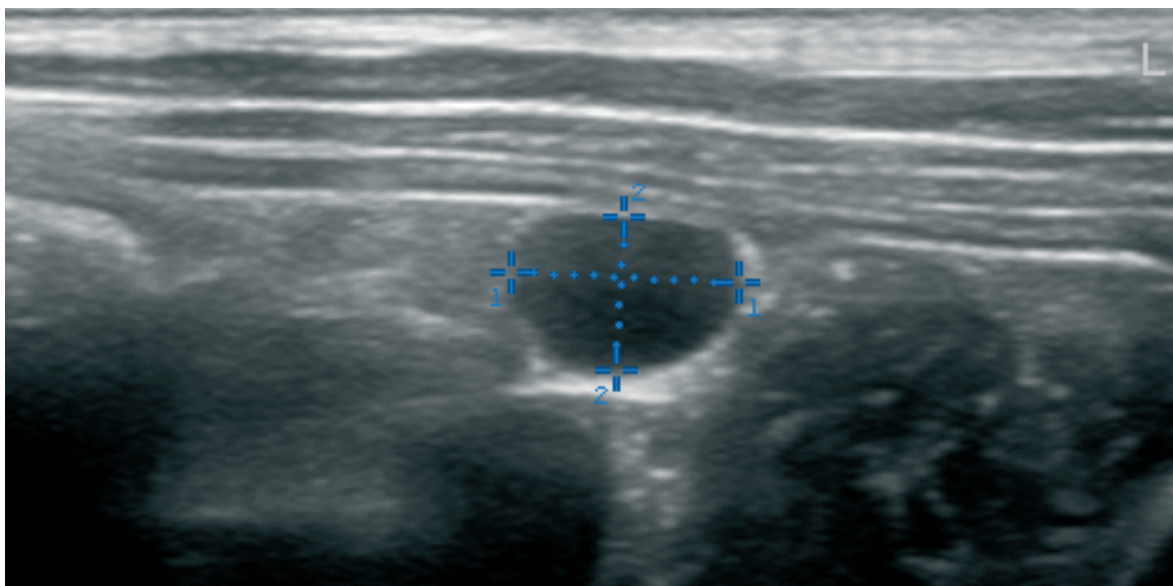


Abbildung 2: Messung eines caninen Ovars in transversaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Breite. Es handelt sich dabei um ein Ovar im Anöstrus. Es weist eine Höhe von 0,6 cm auf.

3.2.4.2 Sonographische Untersuchung des feline Ovars

Die Sonographie der feline Ovarien erfolgte im Anschluss an die klinische gynäkologische Untersuchung. Im Gegensatz zur Hündin wurde die sonographische Untersuchung der feline Ovarien am narkotisierten Patienten durchgeführt. Die Haut wurde bei der Untersuchung mit einer Hand nach dorsal gestrafft, während mit der anderen die Schallsonde betätigt wurde. Das weitere Vorgehen entsprach der sonographischen Untersuchung der Hündin (Abbildung 3, Abbildung 4).

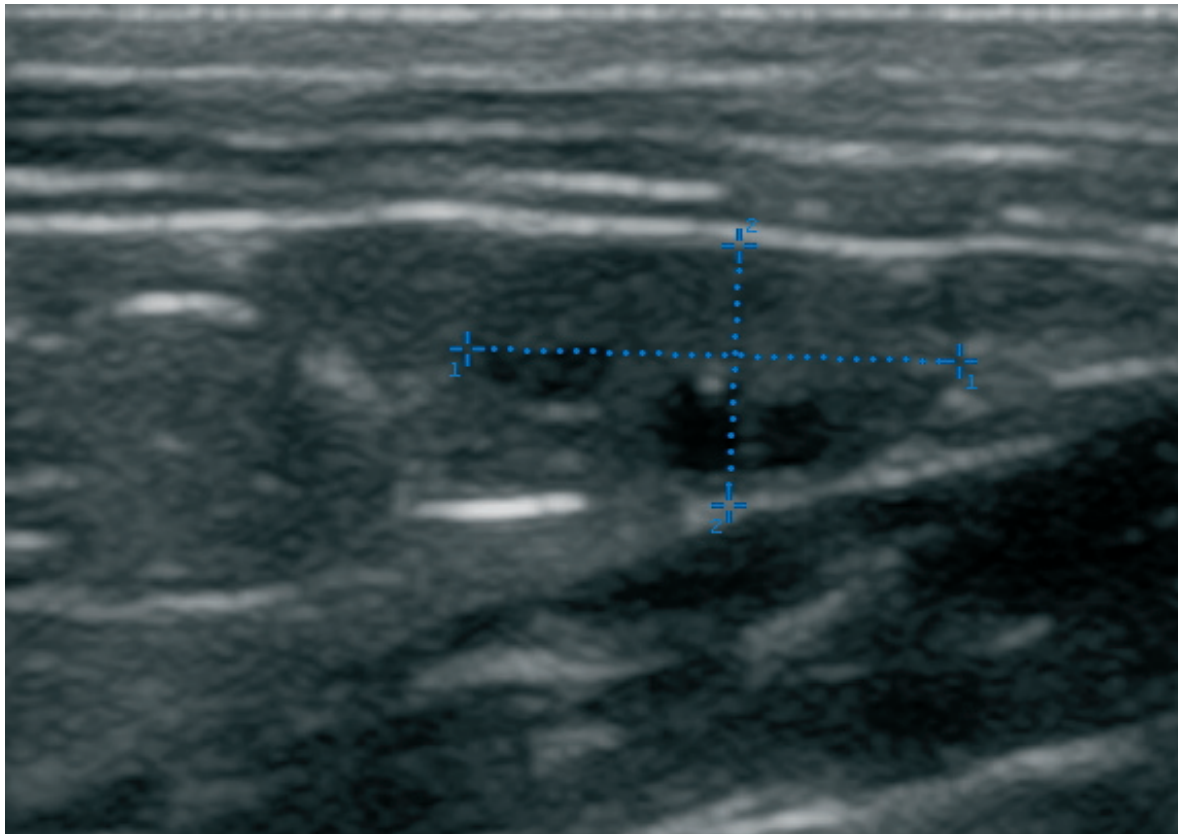


Abbildung 3: Vermessung eines feline Ovars in longitudinaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Länge sowie der Höhe. Die Länge des Ovars beträgt 0,76 cm, die Höhe 0,40 cm.

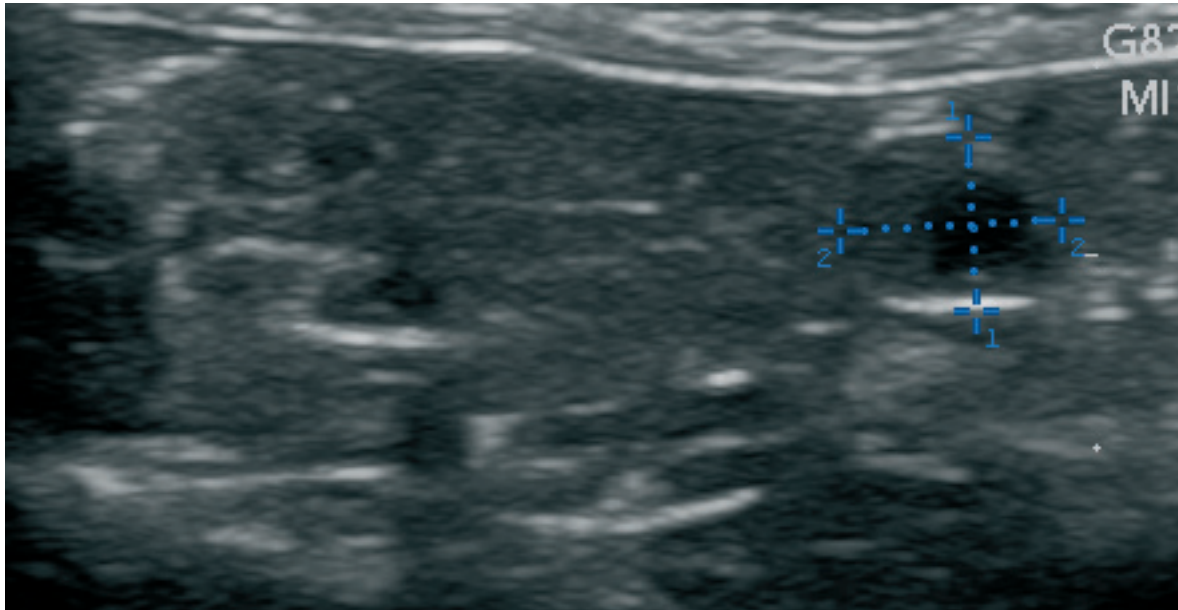


Abbildung 4: Vermessung eines feline Ovars in transversaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Breite. Es handelt sich um ein Ovar in der Follikelphase. Die Breite des Ovars beträgt 0,58 cm.

3.2.5 Kastration der Hündin

Die Kastration der Hündin wurde als Ovariohysterektomie durchgeführt. Die Einleitung der Narkose erfolgte durch eine intravenöse Applikation von Levomethadon, Fenpipramid (L-Polamivet®, 0,5 mg/kg Levomethadon, 0,025 mg/kg Fenpipramid, i.v., Intervet, Unterschleißheim) und Diazepam (Diazepam-ratiopharm®, 1 mg/kg i.v., Ratiopharm, Ulm) in die *Vena cephalica antebrachii*. Nach Einleitung der Narkose wurden die Hündinnen mit einem Trachealtubus mit Cuff intubiert, um eine Aufrechterhaltung der Narkose mit einem Sauerstoff-, Lachgas- und Isoflurangemisch (Isoflo®, Albrecht, Aulendorf) durch zu führen. Die Vitalparameter wurden mittels EKG, Kapnographie und Pulsoxymetrie kontrolliert. Zudem erhielten die Hündinnen Amoxicillin-Clavulansäure (Synulox®, 8,75 mg/kg, s.c., Pfizer, Berlin) sowie Meloxicam (Metacam®, 0,2 mg/kg, s.c., Böhlinger Ingelheim). Während der Operation wurde die Hündin mit isoionischer Infusionslösung (Sterofundin®, B. Braun, Melsungen) infundiert. Das Abdomen des Tieres wurde vom kaudalsten Mammakomplex bis zum Rippenbogen geschoren, rasiert, gewaschen und desinfiziert und das Operationsfeld mittels eines sterilen Tuches abgedeckt. Der Zugang zur Bauchhöhle erfolgte einen cm hinter dem Nabel

über die Linea alba und wurde nach kaudal bis etwa drei Fingerbreit vor den kranialen Schambeinrand fortgeführt. Nach Auffinden der Bursa ovarica mit dem darin enthaltenen Ovar im Abdomen erfolgte die doppelte Ligatur der Ovargefäße mit Durchstechung des kranialen Keimdrüsenbands. Das Mesovar wurde einen Zentimeter distal der Ligatur mit einer Schere durchtrennt und so die Bursa ovarica mit Ovar abgesetzt. Es folgte ein stumpfes Durchtrennen des Lig. latum uteri bis zur Zervix. Das zweite Ovar wurde auf gleiche Weise abgesetzt, das Lig. latum uteri stumpf durchtrennt, so dass die Gebärmutter aus dem Wundbereich nach kaudal gelagert werden konnte um die Zervix darzustellen. Die Zervix wurde ligiert, abgesetzt und der Amputationsstumpf mit einem Skalpell ausgeschält und jodiert. Der Verschluss des Zervixstumpfes erfolgte mit Hilfe einer Lembert-Naht, wobei die A. uterinae beidseitig in den Anfangs- und Endknoten der Ligatur eingeschlossen wurden. Die kranialen Keimdrüsenbänder und der Zervixstumpf wurden auf Blutungen kontrolliert und die Bauchhöhle mit Sultanschen Diagonalheften verschlossen. Es folgten eine fortlaufende Faszienentspannungsnaht und eine fortlaufende Subkutannaht im Matrazenstil. Der Verschluss der Hautwunde erfolgte durch eine fortlaufende Intrakutannaht. Für alle Ligaturen und Nähte wurde resorbierbares Nahtmaterial (Monosyn®, B. Braun, Melsungen) mit je nach Hundegröße unterschiedlichen Fadenstärken verwendet.

3.2.6 Kastration der Kätzin

Die Kastration der Kätzin erfolgte in Form einer Ovariectomie. Zur Narkoseeinleitung wurde eine intramuskuläre Injektion von Medetomidin (Dorbene®, 0,08 mg/kg, i.m., Forte Dodge Veterinär GmbH, Würselen) und Ketamin (Ursotamin®, 5 mg/kg, i.m., Serumwerk Bernburg AG, Bernburg) verwendet. Nach Intubation mit einem Trachealtubus mit Cuff erfolgte die weitere Narkose mit einem Sauerstoff-, Lachgas-, Isoflurangemisch (Isoflo®, Albrecht, Aulendorf). Das Abdomen wurde vom Rippenbogen bis zum kaudalsten Mammakomplex geschoren. Der Bereich wurde gewaschen, rasiert und desinfiziert und mit einem sterilen Tuch abgedeckt. Präoperativ erfolgte eine medikamentöse Versorgung mit Amoxicillin-Clavulansäure (Synulox®, 8,75 mg/kg, s.c., Pfizer, Berlin) und Meloxicam (Metacam®, 0,3 mg/kg, s.c., Böhlinger Ingelheim). Der Zugang zur Bauchhöhle erfolgte einen Zentimeter hinter dem Nabel in der Linea alba und wies eine Länge von ca. zwei bis drei Zentimetern auf. Nach Auffinden des ersten Ovars mit Hilfe eines Kastrationshakens wurde dieses mit einer doppelten Ligatur kranial und kaudal der Bursa ovarica abgebunden und abgesetzt. Es erfolgte eine Kontrolle der Stümpfe auf Blutungen und eine Zurücklagerung in die Bauchhöhle. Danach wurde das zweite Ovar vorgelagert und mit der entsprechenden operativen Vorgehensweise entfernt. Zum Verschluss der Bauchhöhle wurde eine ausstülpende Schmieden-Naht verwendet, welcher eine fortlaufende subkutane Naht im Matrazenstil und eine fortlaufende intrakutane Naht folgten. Für alle Ligaturen und Nähte wurde resorbierbares Nahtmaterial (Safil®, B. Braun, Melsungen) mit je nach Bedarf unterschiedlichen Fadenstärken verwendet.

3.2.7 Postoperative Vermessung des Ovars

Zur Vorbereitung wurden die Ovarien postoperativ mit einer Metzenbaumschere aus den Bursae ovaricae freipräpariert und von den Eileitern abgesetzt. Es erfolgte eine makroskopische Beurteilung der Ovarien. Die Ovarien wurden bis zur Vermessung in einen mit 0,9 % Kochsalzlösung getränkten Tupfer verbracht. Innerhalb von 30 Minuten nach Entnahme wurde die Länge, Breite und Höhe der Ovarien mit einem Maßband gemessen. Hierfür wurde das Organ auf das Maßband gelegt und die entsprechende Größe abgelesen (Abbildung 5).

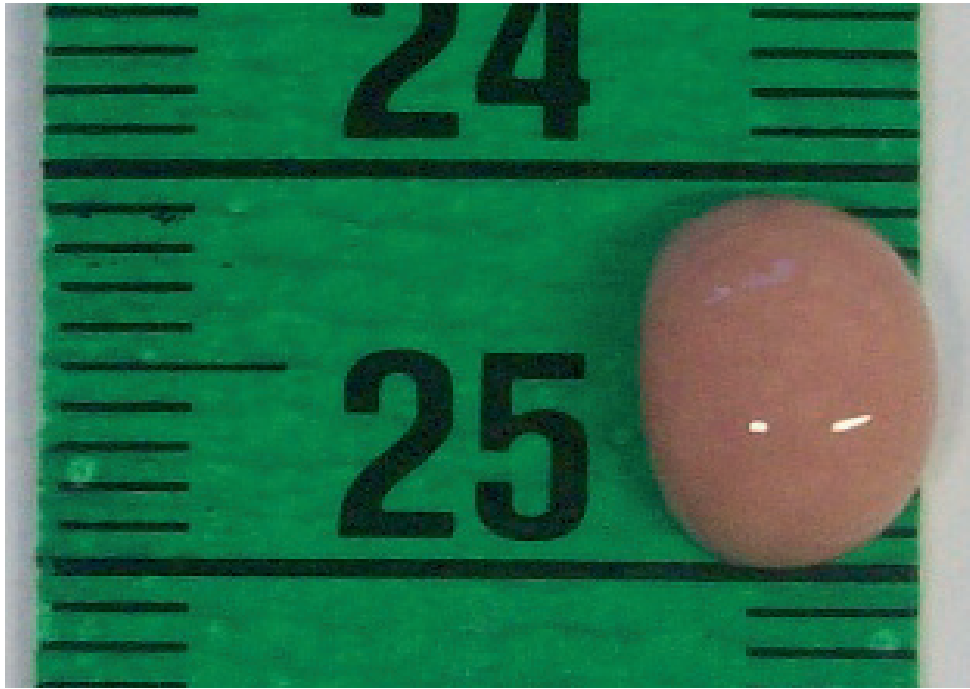


Abbildung 5: Postoperative Messung der Länge eines Katzenovars. Die Katze befand sich in der hormonellen Ruhe und das Ovar wies keine Funktionsgebilde auf.

3.2.8 Ermittlung des Volumens des Ovars mittels Wasserverdrängung

Nach Vermessung wurde je nach Größe der Keimdrüsen ein entsprechendes Zentrifugenröhrchen (Assitent®-Zentrifugenröhrchen, Karl Hecht GmbH & Co KG, Sondheim) mit einer 0,1 ml Graduierung bis zur 5 ml Graduierung mit 0,9 % Kochsalzlösung (NaCl 0,9 %®, B.Braun, Melsungen) gefüllt. Das Zentrifugenröhrchen wurde in einen Reagenzglasständer (Rotilabo®-Reagenzglasständer, Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe) verbracht. Die Ovarien der Hündin wurden einzeln in je ein gefülltes Zentrifugenröhrchen verbracht. Aus dem neuen Flüssigkeitsstand abzüglich der 5 ml ergab sich das Volumen der entsprechenden Keimdrüse in ml, wobei 1 ml einem Volumen von 1 cm³ entsprach. Die Ovarien der Katzen wurden aufgrund ihrer Größe mit Hilfe einer Bürette (Duran® Bürette, Duran Group GmbH, Wertheim) gemessen (Abbildung 6), die eine 0,05 ml Graduierung aufwies. Die Bürette wurde mit 0,9%iger Kochsalzlösung gefüllt, die Ovarien hinzugefügt und das Volumen entsprechend dem Verfahren der caninen Ovarien berechnet.

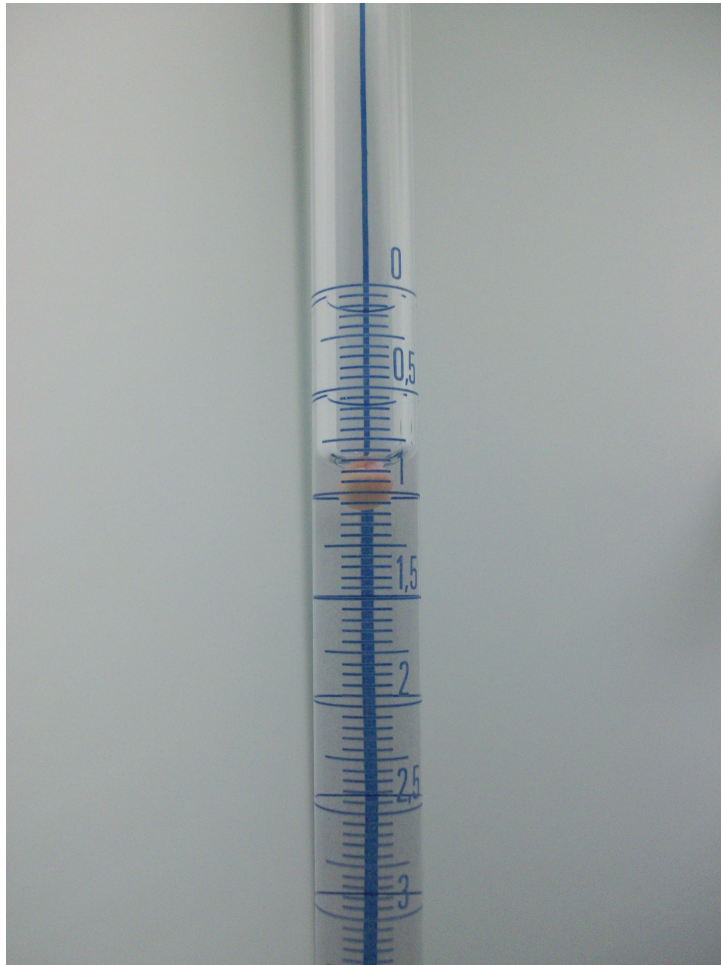


Abbildung 6: Messung des Ovarvolumen einer Katze mittels Bürette

3.2.9 Rechnerische Ermittlung des Ovarvolumens

Die in der Sonographie sowie in der postoperativen Vermessung gewonnenen Daten über die Größe der Keimdrüsen wurden zur Berechnung herangezogen. Für die Berechnung des Volumen wurde die Formel des Ellipsoids $V = L \times B \times H \times 0,523$ verwendet (Pavlik et al., 2000). Das errechnete Volumen aus der Sonographie wurden mit dem errechneten Volumen aus den postoperativ gemessenen Werten und dem im Wasserbad gewonnen Volumen der Keimdrüse verglichen.

3.2.10 Histologische Untersuchung des Ovars

3.2.10.1 Fixierung des Probenmaterials

Nach der Volumenbestimmung der Keimdrüsen wurde eine histologische Untersuchung durchgeführt. Dafür wurde das Probenmaterial für mindestens 72 Stunden bei +4° C in Formol nach LILLIE fixiert. Die Zusammensetzung für einen Liter neutral gepuffertem Formol nach LILLIE (neutral gepuffert, für 1 L Lösung) betrug 100 ml Formaldehydlösung (~37 %) (Merck, Darmstadt), 4 g Natriumdihydrogenphosphat-Monohydrat (Merck), 6,5 g Di-Natriumhydrogenphosphat (Merck) und 900 ml *Aqua destillata*. Das Verhältnis der Probe zu Formol nach LILLIE betrug 1:10.

3.2.10.2 Einbettungen des Probenmaterials

Das Entwässern und Einbetten des Probenmaterials erfolgte am Institut für Veterinär-Anatomie, Histologie und Embryologie der Justus-Liebig-Universität Gießen unter Benutzung eines Einbettautomaten (Einbettautomat Microm Laborgeräte GmbH, Heidelberg, Deutschland). Hierfür wurde eine aufsteigende Alkoholreihe (Carl Roth, Karlsruhe), mit Isopropanol 70 %, Isopropanol 80 %, Isopropanol 96 %, Isopropanol 100 %, Isopropanol 100 % verwendet, in die das Probenmaterial für je 15 Minuten bei Zimmertemperatur verbracht wurden. Danach erfolgte eine Behandlung bei Zimmertemperatur von zwei Mal für je 15 Minuten in Xylol (Merck, Darmstadt). Zum Abschluss wurde die Organprobe drei Mal 15 Minuten lang bei 60° C in Paraffin (Merck, Darmstadt) verbracht.

3.2.10.3 Herstellung von Gewebeschnitten

Die Gewebeblöcke wurden 24 Stunden lang bei + 4° C gelagert und danach bei Raumtemperatur in der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit Tierärztlicher Ambulanz der Justus-Liebig-Universität Gießen am Mikrotom (Reichhardt Jung AG, Heidelberg, Deutschland) unter Verwendung von Einmalklingen (Leica Disposable Microtome Blades Model 819 50 PCS®, Wetzlar, Deutschland) in 4 µm Präparate geschnitten. Die Schnitte wurden danach in ein 35° C bis 38° C warmes Wasserbad (G FL 1052®, Gesellschaft für Labortechnik mbH, Burgwedel) mit *Aqua destillata* verbracht. Nun wurden Objektträger (IDL, Nidderau) mit 3-Aminopropyltriethoxysilan (APES) beschichtet. Die Beschichtung erfolgte durch Eintauchen der Objektträger für 20 Sekunden in 2 % ige 3-Aminopropyltriethoxysilan-

Lösung, zweimaliges Abspülen mit Aceton, worauf ein zweimaliges Abspülen mit *Aqua destillata* folgte. Auf die beschichteten Objektträger wurden nun die Präparate gezogen. Die Objektträger mit den Präparaten wurden im Wärmeschrank Memmert SL 40 (Memmert, Schwabach) für 24 Stunden bei 38° C getrocknet und dann Licht und Staub geschützt bei Zimmertemperatur bis zur Färbung gelagert.

3.2.10.4 Färbung der Gewebeschnitte

Das Färben der histologischen Schnitte erfolgte mit einer Hämatoxylin-Eosin-Färbung. Als erstes wurden die Schnitte zweimal hintereinander für je 15 Minuten in Rotihistol (Roth) verbracht. Es folgte die Behandlung für je fünf Minuten mit einer absteigenden Ethanol-Reihe beginnend mit Ethanol absolut, gefolgt von 96 % igen Ethanol, 80 % igen Ethanol, 70 % igen Ethanol, 60 % igen Ethanol und 50 % igen Ethanol. Danach wurde der Objektträger mit dem Präparat für fünf Minuten in *Aqua destillata* gelegt, um ihn danach für acht bis zehn Minuten mit Hämatoxylin nach Meyer an zu färben. Das Präparat wurde 15 Minuten lang unter Leitungswasser gewässert, worauf ein fünfminütiges Anfärben mit Eosin 1 % folgte. Es erfolgte ein zweimaliges Eintauchen in Leitungswasser und ein je zweimaliges Eintauchen in Ethanol 80 % und Ethanol 96 %. Zuletzt wurde der Objektträger mit Präparat zweimal für je zehn Minuten mit Rotihistol behandelt. Die Schritte des Anfärbens erfolgten bei Raumtemperatur.

3.2.10.5 Lichtmikroskopische Untersuchung der Gewebeschnitte

Die Gewebeschnitte wurden auf ihre Intaktheit, Färbung und Darstellung typischer Gewebetextur begutachtet.

Die Untersuchung erfolgte mit einer 25 bis 400 fachen Vergrößerung an einem Lichtmikroskop (Mikroskop Leica DM-R; Leica Microsystems GmbH, Wetzlar). Die Präparate wurden mittels Digitalkamera erfasst (Digitalkamera Leica DC 300; Leica Microsystems AG, CH-9435 Heerbrugg).

3.2.11 Übersicht zum Untersuchungsablauf

Die zeitliche Abfolge der Untersuchungen ist in Abbildung 7 zusammenfassend dargestellt.

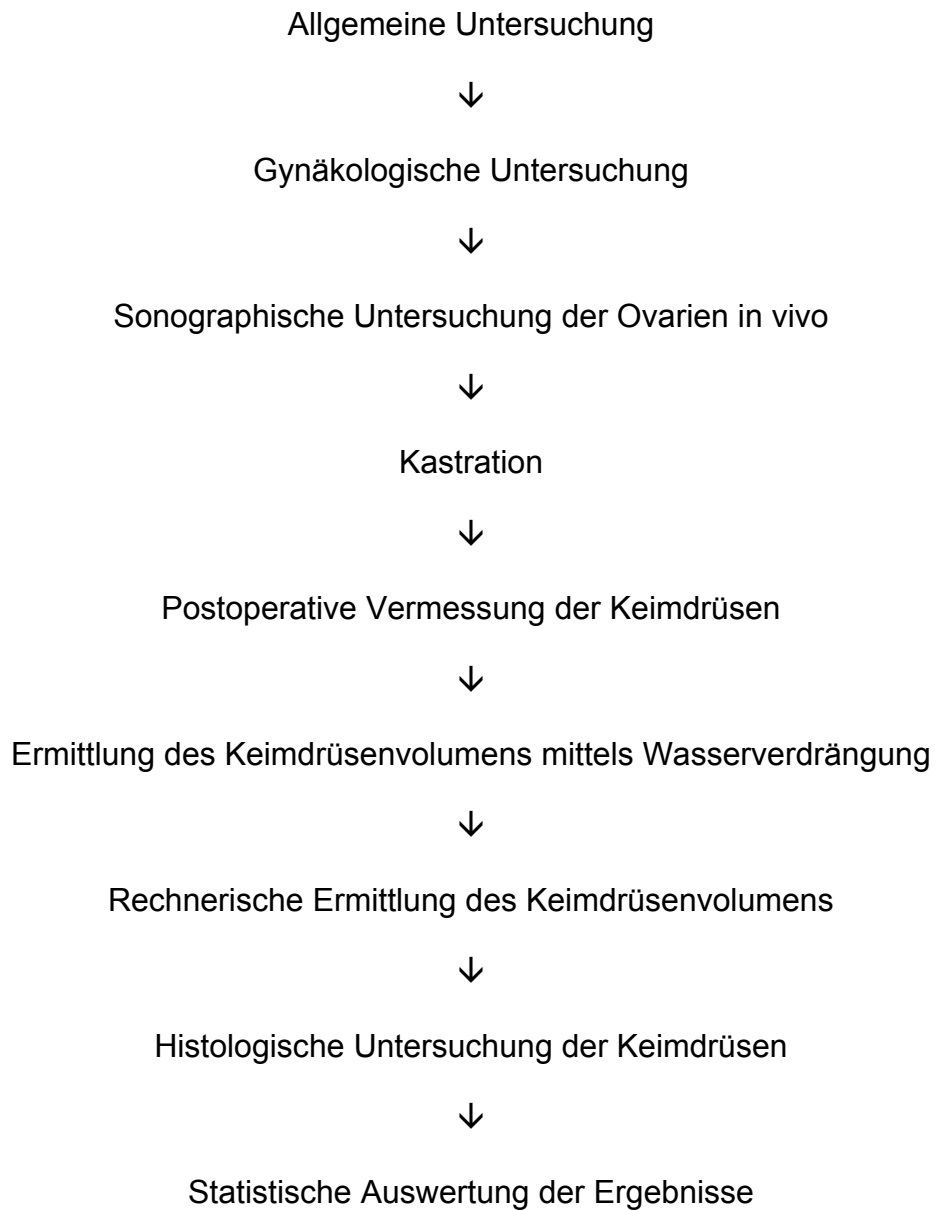


Abbildung 7: Darstellung der einzelnen Untersuchung im Rahmen der vorliegenden Dissertation

3.2.12 Statistische Bearbeitung der Daten

Die Datenerfassung erfolgte in Excel (Microsoft Office Excel 2007, Microsoft Corporation). Die weitere statistische Auswertung erfolgte mit Hilfe der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. Hierfür wurde das Statistikprogramm BMDP (Dixon, 1993) verwendet. Die graphischen Abbildungen erfolgten mit Hilfe von Graphpad Prism Version 6.07 (GraphPad Software Inc.) und Microsoft Excel (Microsoft Office Excel 2007, Microsoft Corporation). Die deskriptive Statistik erfolgte durch die Berechnung des arithmetischen Mittelwertes und der Standardabweichungen. Lag gemäß Histogramm keine Normalverteilung vor, wurde eine logarithmische Transformation (dekadischer Logarithmus) der Daten durchgeführt. Dabei erfolgte die graphische Darstellung dieser Daten mit Hilfe des geometrischen Mittelwertes und des Streufaktors. Die Datendeskription erfolgte durch die Berechnung der arithmetischen Mittelwerte und der Standardabweichungen. Der Mittelwert und die Standardabweichung wurden bis auf zwei Stellen hinter dem Komma angegeben.

Die Bewertung der statistischen Signifikanzen erfolgte mit Hilfe des Signifikanzniveaus $\alpha = 0,05$, Ergebnisse mit $p \leq 0,05$ wurden als statistisch signifikant angesehen. Es erfolgte die Berechnung der minimalen und maximalen absoluten Differenz zwischen den Volumina der linken und rechten Ovarien mit Hilfe der Ergebnisse der sonographischen Untersuchung, der postoperativen Messung sowie dem ermittelten Volumen im Wasserbad.

Die Untersuchung des statistischen Zusammenhangs zwischen dem Volumen des Ovars gemessen im Wasserbad und dem für das Ovar ermittelten Ultraschallvolumen sowie die durch die postoperativen Vermessungen ermitteltem Volumen wurde mittels Korrelationsanalyse unter Angabe des Korrelationskoeffizienten (r) und der Regressionsgeraden ($y = m \cdot x + b$) durchgeführt. Des Weiteren wurde statistisch mit Hilfe der Regressionsanalyse unter Angabe des Korrelationskoeffizienten (r) und der Regressionsgeraden ($y = m \cdot x + b$) geprüft, ob mit steigendem Progesteron das Volumen des Ovars zunimmt. Bei den Hunden wurde zudem mit einer Korrelationsanalyse unter Angabe des

Korrelationskoeffizienten (r) und der Regressionsgeraden ($y = m \cdot x + b$) getestet, ob ein Zusammenhang zwischen Körpermasse und Ovargröße besteht.

Die Überprüfung der verwendeten Formel (Länge x Breite x Höhe x 0,523) sowie die Ermittlung eines neuen Faktors erfolgte mit Hilfe des t-Tests. Der Zusammenhang zwischen dem mittels sonographischer Untersuchung sowie postoperativer Vermessung gewonnenen Volumen und dem im Wasserbad gemessenen Ovarvolumen wurde durch den Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben überprüft. Der Methodenvergleich zwischen dem Volumen ermittelt in der Sonographie und dem Wasserbad sowie zwischen dem Volumen ermittelt in der postoperativen Vermessung sowie dem Wasserbad erfolgte mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse.

4 Ergebnisse

4.1 Alter und Gewicht der Tiere

4.1.1 Alter und Gewicht der Katzen

Das Gewicht der Katzen wies eine Spanne von zwei bis vier kg auf (Abbildung 8). Der Mittelwert \pm Standardabweichung lag bei $3,03 \pm 0,49$ kg. Es handelte sich um Katzen von ca. sechs Monaten bis 10 Jahren. Da es sich zum Teil um Katzen aus dem Tierheim handelte, wurde das Alter bei einigen Tieren geschätzt. Es waren sowohl nullipare als auch multipare Katzen in der Studie vorhanden. Es handelte sich um eine Perserkatze sowie 17 Katzen der Rasse Europäisch Kurzhaar.

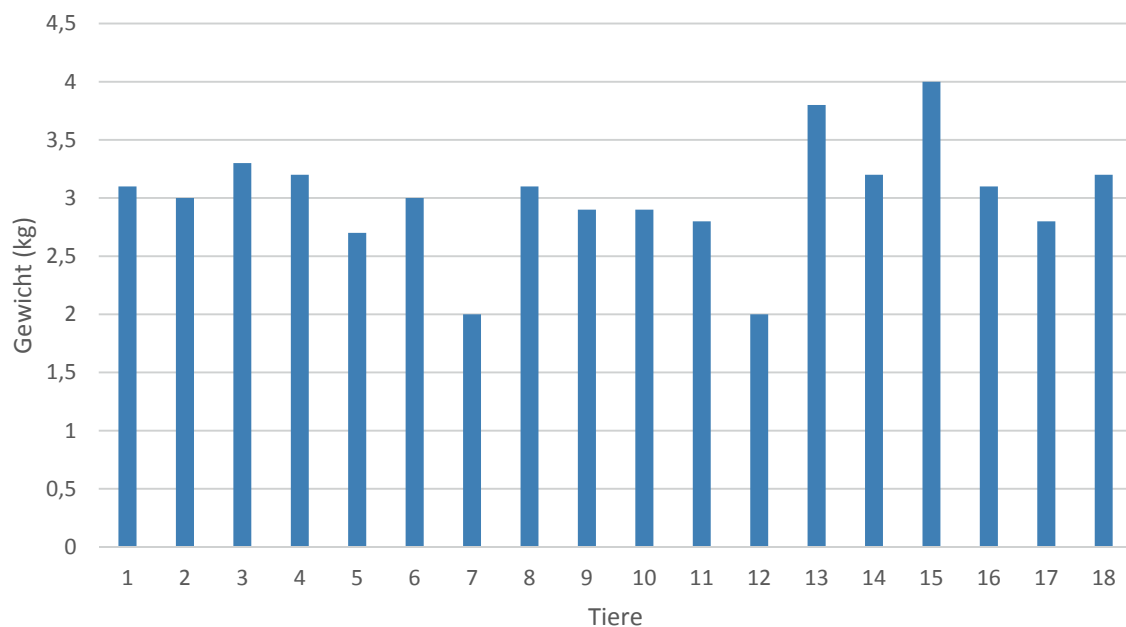


Abbildung 8: Gewichtsverteilung der Katzen

4.1.2 Alter und Gewicht der Hunde

Bei den Hündinnen handelte es sich um Tiere mit einem Gewicht von drei kg bis 52 kg (Abbildung 9). Der Mittelwert \pm Standardabweichung betrug $16,65 \pm 11,37$ kg. Das Alter der Hündinnen lag zwischen 10 Monaten und 10 Jahren. Bei drei Hündinnen aus dem Tierheim waren keine genauen Altersangaben vorhanden, bei ihnen wurde das Alter geschätzt. Es handelte sich um Hunde der Rassen Beagle, Malteser, Boxer, Southern Old English Bulldogg, Border Collie, Pinscher, Zwergpudel, Deutsche Dogge, Soft Coated Wheaten Terrier und Mischlinge.

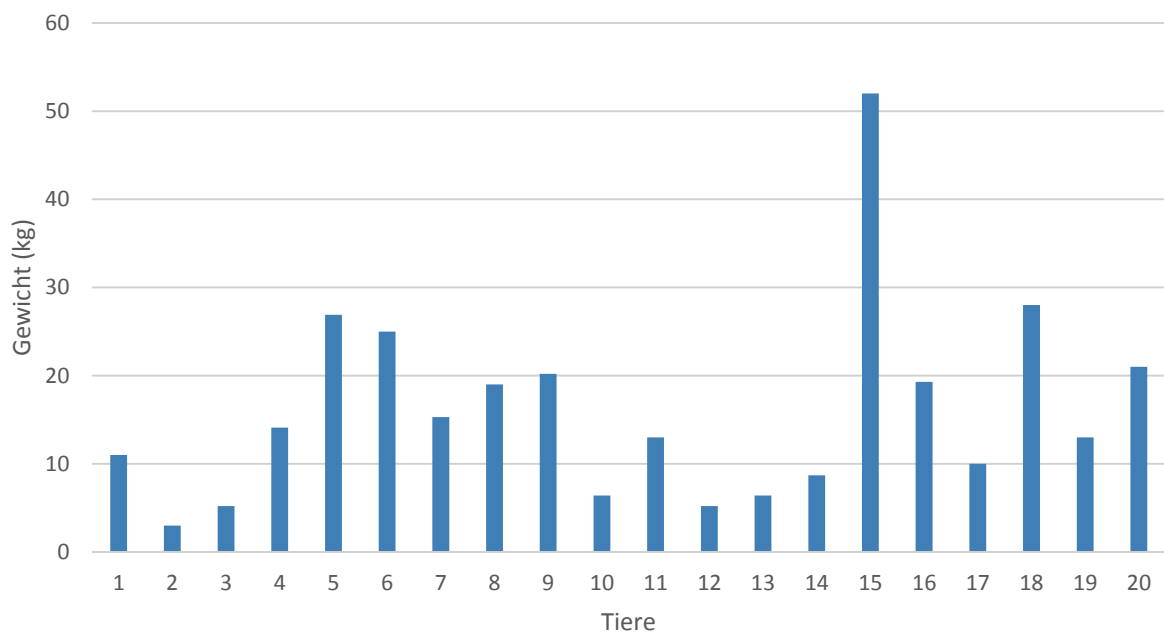


Abbildung 9: Gewichtsverteilung der Hunde

4.2 Zyklusstand

4.2.1 Zyklusstand der Katzen

Da bei den Katzen auf die Entnahme der exfoliativen Vaginalzytologie verzichtet wurde, wurden zur Zyklusbestimmung die Progesteronwerte sowie die sonographischen Befunde herangezogen. Die Unterteilung erfolgte in Follikelphase, Lutealphase und Phase der hormonellen Ruhe (Günzel et al., 1985; Johnston et al., 2001; Feldman und Nelson, 2003). Die Progesteronwerte lagen zwischen $< 0,1$ ng/ml und 19,54 ng/ml (Anhang 1, Tabelle 3). Bei zwei Katzen (Nr. 21, Nr. 25) konnten sonographisch Follikel auf den Ovarien dargestellt werden, bei drei Katzen (Nr. 26, Nr. 32) waren Gelbkörper zu erkennen. Die Zuordnung der Zyklusphasen ist in Anhang 1, Tabelle 4 sowie in Abbildung 10 dargestellt. Zwei Katzen wurden der Follikelphase zugeteilt, drei Katzen befanden sich in der Lutealphase und 12 Katzen in der Phase der hormonellen Ruhe.

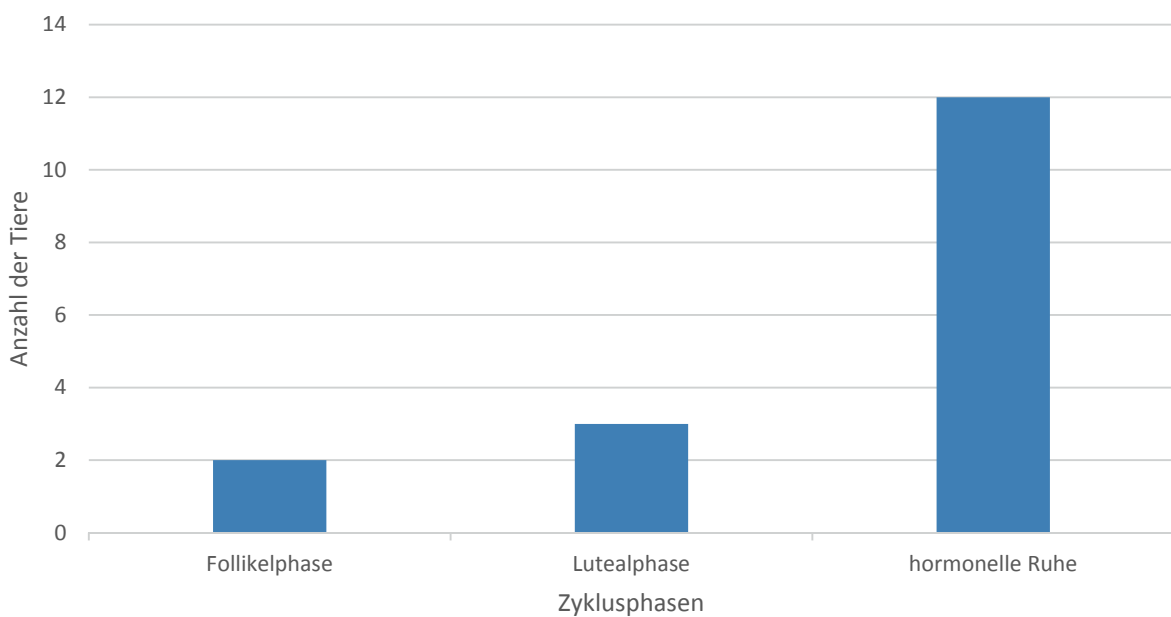


Abbildung 10: Verteilung der Zyklusphasen der Katzen

4.2.2 Zyklusstand der Hunde

Zur Einteilung des Zyklus in Präproöstrus, Proöstrus, Östrus, Metöstrus und Anöstrus wurde die Ergebnisse der gynäkologischen Untersuchung in Form der exfoliativen Vaginalzytologie und der Vaginoskopie sowie die Messung des Progesterons herangezogen. Die Ergebnisse sind im Anhang 2, Tabelle 5 sowie in der Abbildung

11 zu finden. Bei den Hunden aus Privathaushalten wurden die in der Anamnese erhobenen Befunde einbezogen. Die Einteilung mittels exfoliativer Vaginalzytologie erfolgte nach Wehrend et al. (2013). In der gynäkologischen Untersuchung konnte bei zwei Hündinnen (Nr. 24, Nr. 25) ein Östrogeneinfluss festgestellt werden. Hierbei handelte es sich um Tiere, die aufgrund von Ovarialzysten vorgestellt und kastriert wurden. Hündin Nr. 16 wurde vorberichtlich sieben Wochen vor Vorstellung mit einem Deslorelin-Implantat behandelt und zeigte danach beim Haustierarzt in der exfoliativen Vaginalzytologie einen Östrogeneinfluss. Bei Vorstellung war ein metöstrisches Zellbild vorhanden.

Dreizehn Hündinnen zeigten Progesteronwerte > 1 ng/ml. Bei zwei dieser Hündinnen (Nr. 24, Nr. 25) konnte zusätzlich zu den Progesteronwerte > 1 ng/ml in der Vaginalzytologie ein Östrogeneinfluss nachgewiesen werden. Sieben Hündinnen wiesen Progesteronwerte < 1 ng/ml auf. Insgesamt lagen die Progesteronwerte der Hündinnen zwischen $< 0,1$ ng/ml und 46,87 ng/ml. Der Mittelwert \pm Standardabweichung des Progesterons lag bei $5,71 \pm 10,87$ ng/ml (Anhang 2, Tabelle 6). Die Zuordnung der Zyklusphasen ist in Abbildung 11 dargestellt.

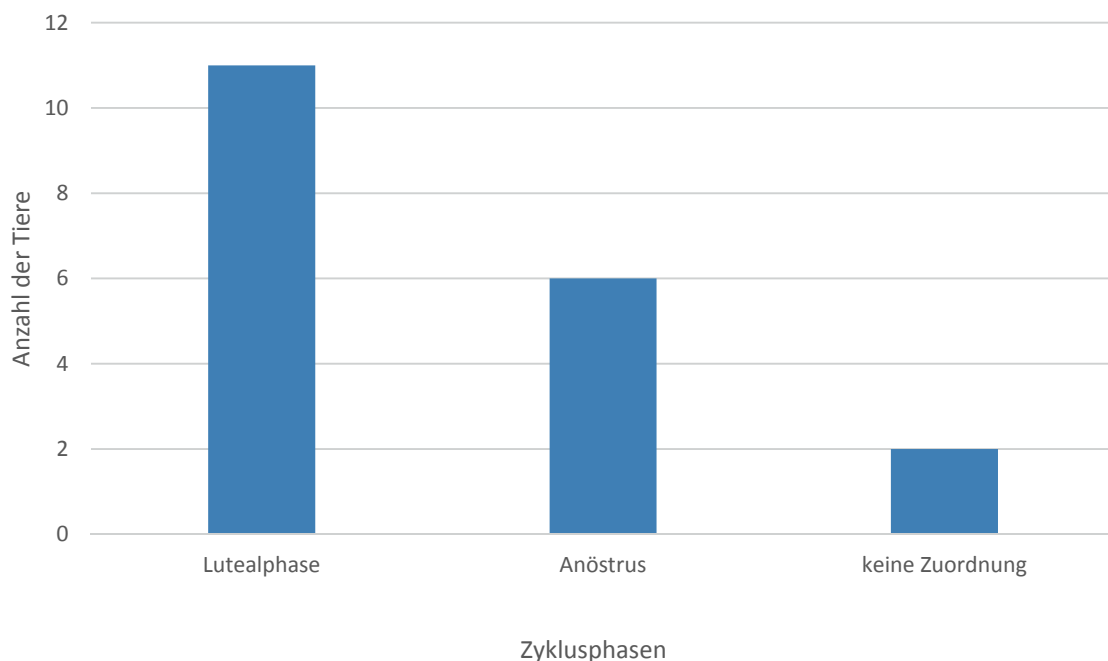


Abbildung 11: Verteilung der Zyklusphasen der Hunde. Zwei Hunde konnten keiner physiologischen Zyklusphase zugeordnet werden. Diese sind unter „keine Zuordnung“ zu finden.

4.3 Größe des Ovars

4.3.1 Messung des Ovars mittels Ultraschall bei der Katze

Bei den Messungen der Längen der Ovarien mittels Ultraschall waren für die linken Ovarien Werte zwischen 0,7 cm und 1,24 cm vorhanden. Die rechten Ovarien wiesen Längen zwischen 0,72 cm und 1,33 cm auf. Die Höhen der linken Ovarien betrugen zwischen 0,36 cm und 0,65 cm, wohingegen die rechten Ovarien zwischen 0,34 cm und 0,7 cm hoch waren. Die Breiten der linken Ovarien waren zwischen 0,5 cm und 0,71 cm, Die rechten Ovarien wiesen Breiten zwischen 0,27 cm und 0,91 cm auf (Abbildung 12, Abbildung 13). Das arithmetische Mittel \pm SD betrug $0,84 \pm 0,18$ cm (L), $0,47 \pm 0,09$ cm (H), $0,62 \pm 0,11$ cm (B) für das linken Ovarien sowie $0,86 \pm 0,25$ cm (L), $0,48 \pm 0,09$ cm (H), $0,61 \pm 0,16$ cm (B) für die rechten Ovarien (Anhang 3.1; Tabelle 7, Tabelle 8).

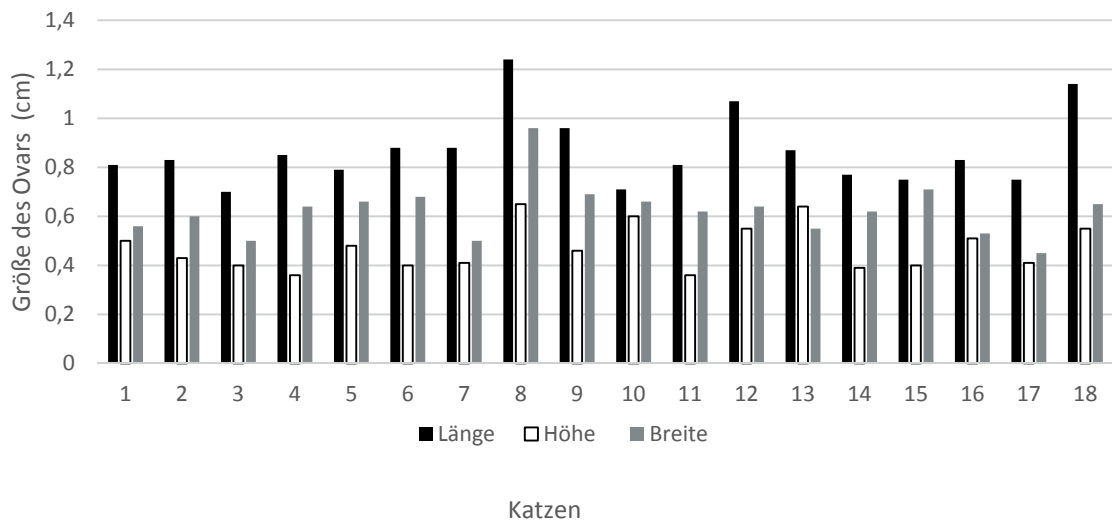


Abbildung 12: Ergebnisse der sonographischen Messungen der linken Ovarien bei der Katze.

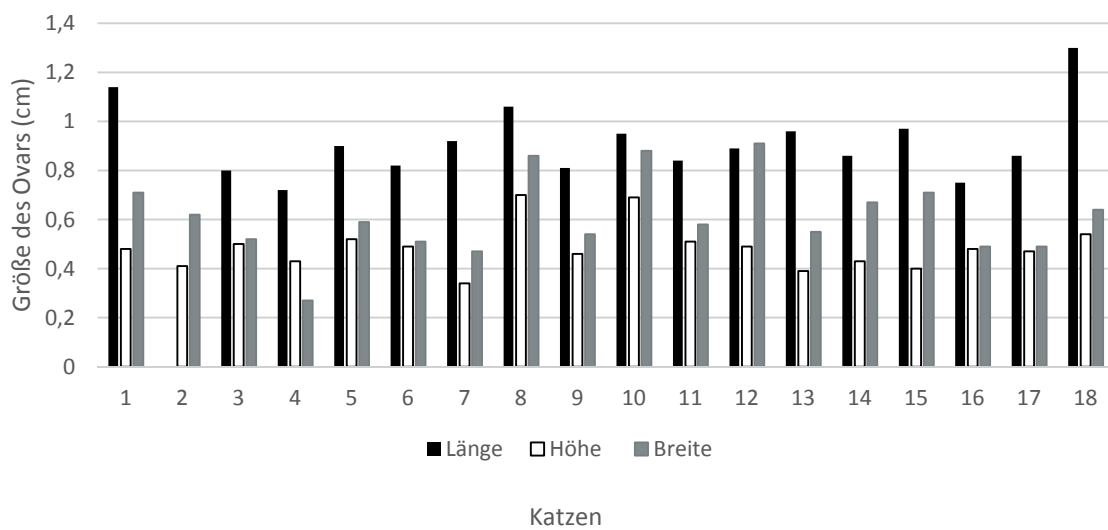


Abbildung 13: Ergebnisse der sonographischen Messungen der rechten Ovarien bei der Katze.

4.3.2 Messung des Ovars mittels Ultraschall beim Hund

Die linken Ovarien wiesen Längen zwischen 0,81 cm und 2,5 cm auf. Die Höhen der Ovarien betrugen in der sonographischen Untersuchung zwischen 0,35 cm und 1,47 cm, wohingegen die Breiten zwischen 0,46 cm und 2,03 cm lagen. Die rechten Ovarien wiesen Längen zwischen 0,6 cm und 2,44 cm auf. Die Höhen lagen zwischen 0,3 cm und 1,42 cm und die Breiten zwischen 0,47 cm und 1,9 cm (Abbildung 14, Abbildung 15). Das arithmetische Mittel \pm SD für die linken Ovarien lag bei $1,45 \pm 0,41$ cm (L), $0,85 \pm 0,37$ cm (H), $1,21 \pm 0,44$ cm (B), für die rechten Ovarien bei $1,4 \pm 0,64$ cm (L), $0,8 \pm 0,26$ cm (H), $1,19 \pm 0,36$ cm (B) (Anhang 3.1, Tabelle 9, Tabelle 10).

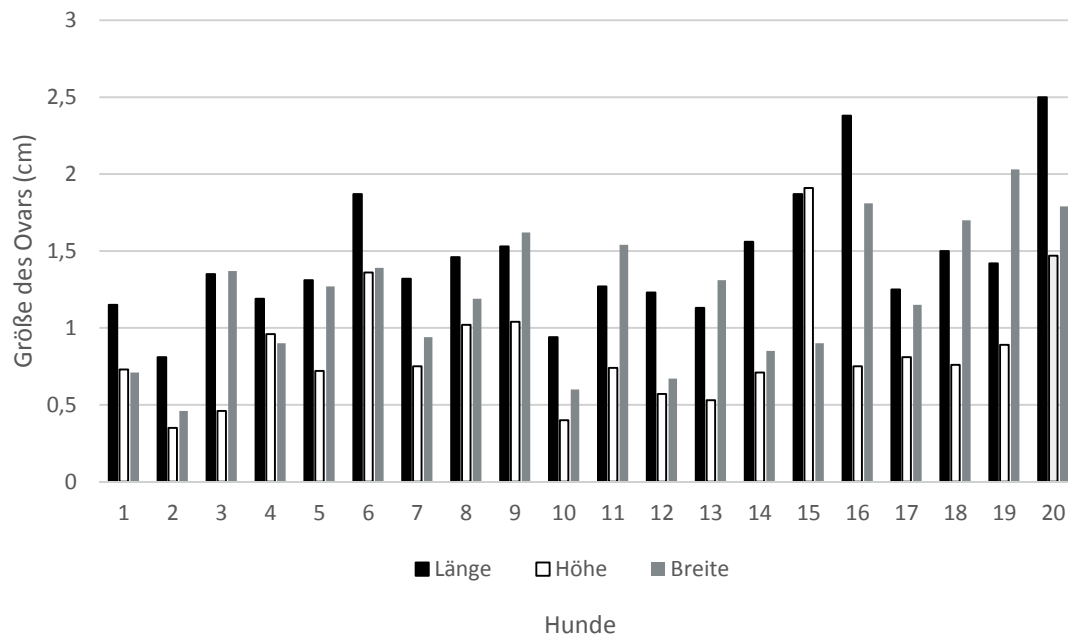


Abbildung 14: Ergebnisse der sonographischen Messungen der linken Ovarien beim Hund.

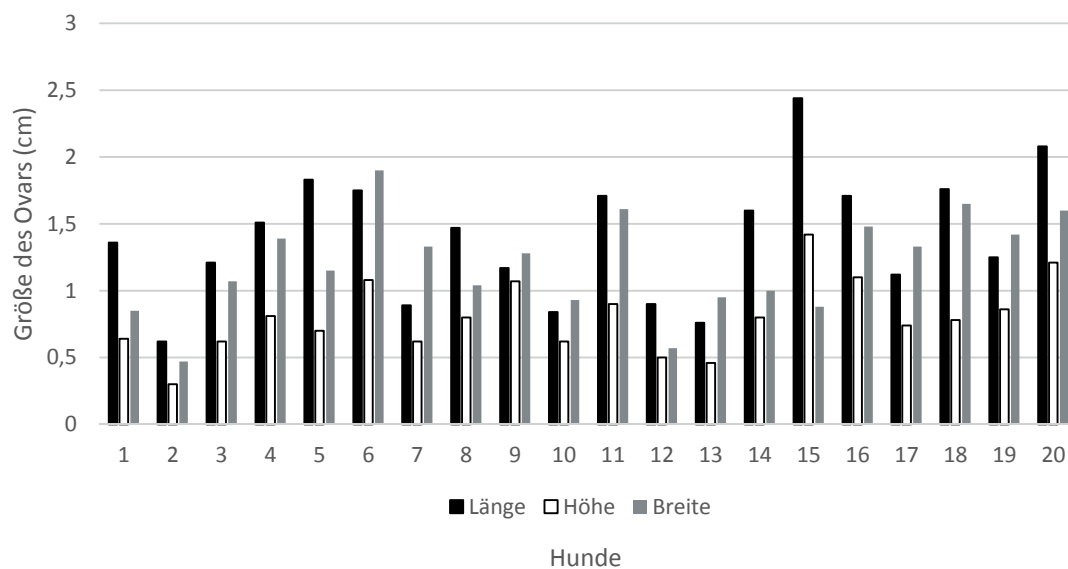


Abbildung 15: Ergebnisse der sonographischen Messungen der rechten Ovarien beim Hund.

4.3.3 Postoperative Messung des Ovars bei der Katze

In den postoperativen Messungen der Ovarien wiesen die linken Eierstöcke Längen von 0,65 cm bis 1 cm auf, wohingegen die rechten Ovarien Längen zwischen 0,7 cm und 1,2 cm hatten. Die Höhe der linken Keimdrüsen lag zwischen 0,35 cm und 0,6 cm, die Höhen der rechten Ovarien zwischen 0,4 cm und 0,85 cm. Die linken Ovarien wiesen Breiten zwischen 0,3 cm und 0,6 cm auf, wohingegen die rechten Ovarien Breiten zwischen 0,3 cm und 0,67 cm hatten (Abbildung 16, Abbildung 17). Das arithmetische Mittel \pm SD betrug $0,85 \pm 0,09$ cm (L), $0,46 \pm 0,07$ cm (H), $0,44 \pm 0,1$ cm (B) für die linken Ovarien, sowie $0,89 \pm 0,16$ cm (L), $0,54 \pm 0,12$ cm (H) und $0,45 \pm 0,1$ cm (B) für die rechten Ovarien (Anhang 3.2, Tabelle 11, Tabelle 12).

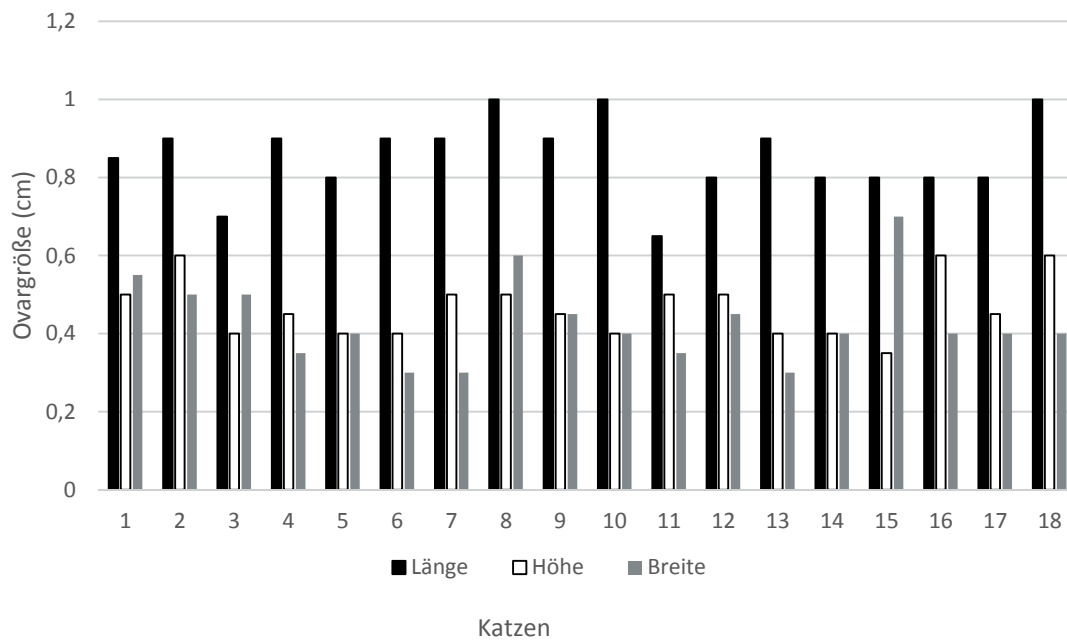


Abbildung 16: Ergebnisse de postoperativen Messung der linken Ovarien bei der Katze.

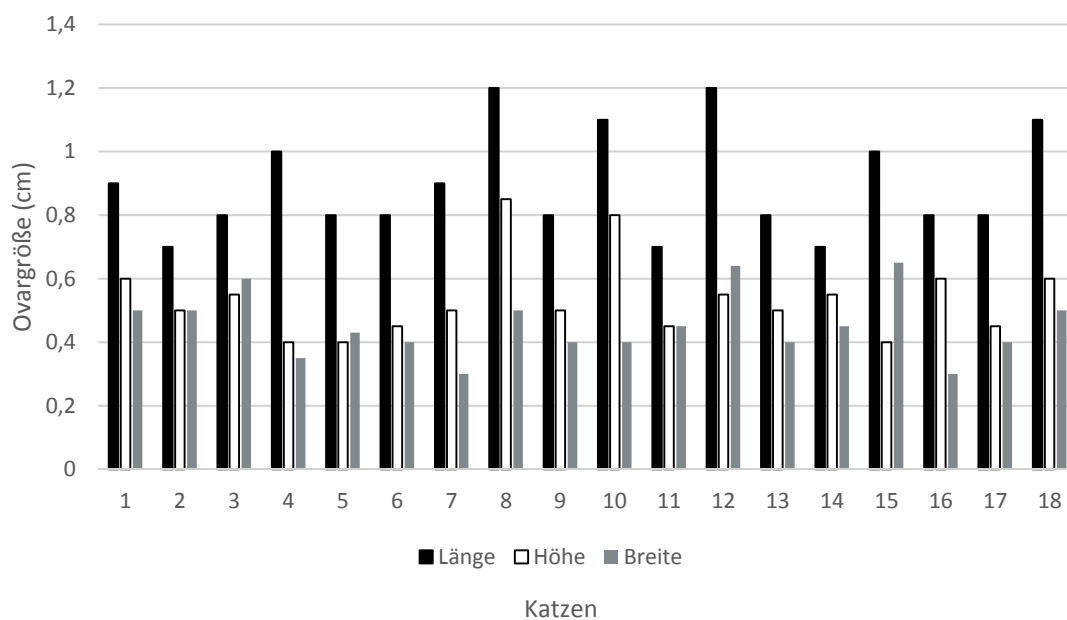


Abbildung 17: Ergebnisse der postoperativen Messungen der rechten Ovarien bei der Katze.

4.3.4 Postoperative Messung des Ovars beim Hund

In den postoperativen Messungen der Ovarien wiesen die linken Ovarien Längen zwischen 0,75 cm und 2,7 cm auf, wohingegen die rechten Ovarien Längen zwischen 0,71 cm und 2,5 cm hatten. Die Höhen der linken Ovarien lagen zwischen 0,35 cm und 2,2 cm, die Höhen der rechten Ovarien zwischen 0,3 cm und 1,6 cm. Die linken Ovarien sowie die rechten Ovarien wiesen Breiten zwischen 0,45 cm und 1,7 cm auf (Abbildung 18, Abbildung 19). Der arithmetische Mittelwert \pm SD der linken Ovarien betrug $1,49 \pm 0,47$ cm (L), $0,98 \pm 0,46$ cm (H), 0,87 cm (B), sowie $1,5 \pm 0,46$ cm (L), $0,97 \pm 0,39$ cm (H), $0,92 \pm 0,29$ cm (B) für die rechten Ovarien (Anhang 3.2, Tabelle 13, Tabelle 14).

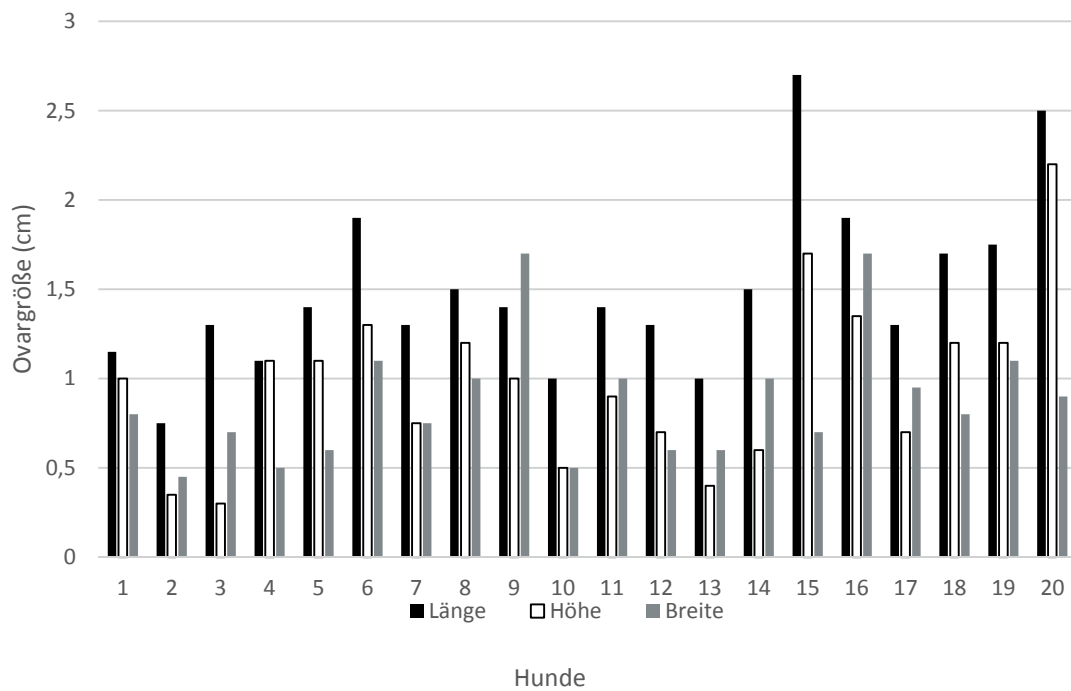


Abbildung 18: Ergebnisse der postoperativen Messungen der linken Ovarien bei der Hündin.

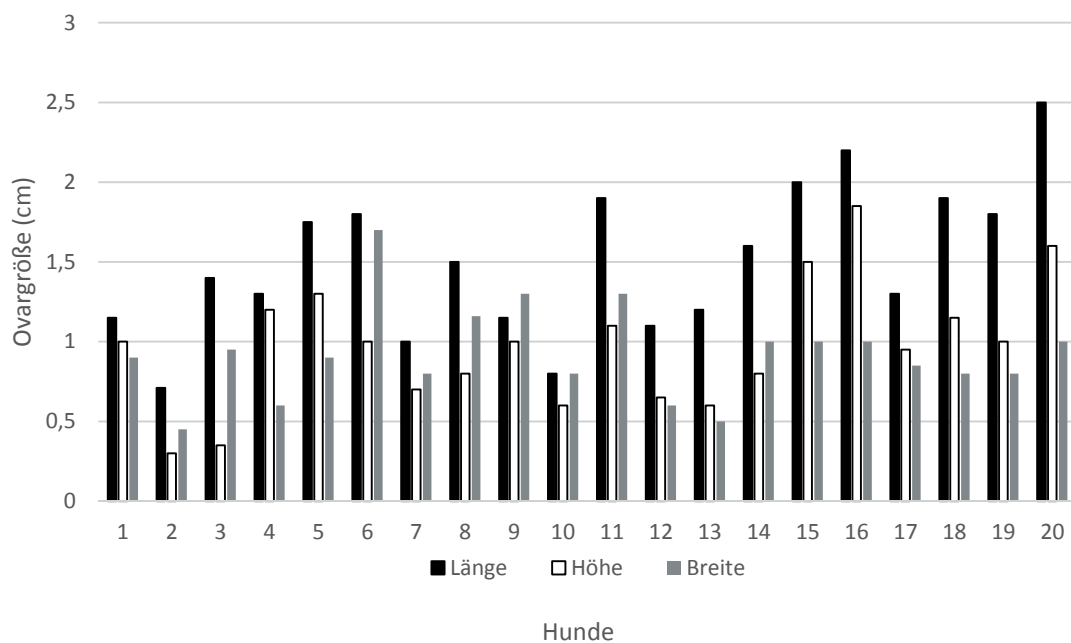


Abbildung 19: Ergebnisse der postoperativen Messung der rechten Ovarien bei der Hündin.

4.4 Berechnung des Ovarvolumens

Die Berechnung des Ovarvolumens erfolgte mittels der Formel $V = L \times H \times B \times 0,523$.

4.4.1 Berechnung des Volumens des felines Ovars mittels Ultraschall

Bei der Berechnung des Volumens mittels der im Ultraschall gewonnenen Daten wiesen die Volumina der linken Ovarien Werte zwischen $0,07 \text{ cm}^3$ und $0,4 \text{ cm}^3$ auf, wohingegen für die Volumina der rechten Ovarien Werte zwischen $0,04 \text{ cm}^3$ und $0,3 \text{ cm}^3$ ermittelt werden konnten. Der arithmetische Mittelwert \pm Standardabweichung der Volumina der linken Ovarien lag bei $0,14 \pm 0,08 \text{ cm}^3$, der rechten Ovarien bei $0,15 \pm 0,08 \text{ cm}^3$ (Abbildung 20; Anhang 4.1, Tabelle 15).

4.4.2 Berechnung des Volumens des caninen Ovars mittels Ultraschall

Für die Volumina der linken Ovarien ergaben sich Werte zwischen $0,07 \text{ cm}^3$ und $3,44 \text{ cm}^3$. Die Volumina der rechten Ovarien lag zwischen $0,05 \text{ cm}^3$ und $2,11 \text{ cm}^3$. Der Mittelwert \pm Standardabweichung der Volumina der linken Ovarien war $0,91 \pm 0,8 \text{ cm}^3$, der Mittelwert der Volumina der rechten Ovarien betrug $0,82 \pm 0,58 \text{ cm}^3$ (Abbildung 21; Anhang 4.1, Tabelle 16).

4.4.3 Berechnung des felines Ovarvolumens mittels der postoperativ gewonnenen Daten

Das mittels postoperativ gewonnenen Daten errechneten Volumina der linken Ovarien lagen zwischen $0,07 \text{ cm}^3$ und $0,17 \text{ cm}^3$, wohingegen die Volumina der rechten Ovarien Werte zwischen $0,07 \text{ cm}^3$ und $0,22 \text{ cm}^3$ aufwiesen. Der Mittelwert \pm Standardabweichung der Volumina der linken und der rechten Ovarien berechnet mit Hilfe der postoperativ gewonnenen Daten lag bei $0,09 \pm 0,03 \text{ cm}^3$ und bei $0,12 \pm 0,06 \text{ cm}^3$ (Abbildung 20; Anhang 4.2, Tabelle 17).

4.4.4 Berechnung des caninen Ovarvolumens mittels der postoperativ gewonnenen Daten

Die mittels postoperativen Messungen gewonnenen Volumina lagen für die linken Ovarien zwischen 0,06 cm³ und 2,59 cm³, wohingegen die rechten Ovarien Volumina zwischen 0,05 cm³ und 2,23 cm³ aufwiesen. Der Mittelwert \pm Standardabweichung für die linken Ovarien war bei $0,81 \pm 0,72$ cm³, für die rechten Ovarien bei $0,83 \pm 0,63$ cm³ (Abbildung 21; Anhang 4.2, Tabelle 18).

4.5 Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad

4.5.1 Ermittlung des felines Ovarvolumens mittels Wasserbad

Die Volumina betrugen zwischen 0,05 cm³ und 0,3 cm³. Der Mittelwert \pm Standardabweichung betrug $0,11 \pm 0,06$ cm³ für die linken sowie $0,14 \pm 0,06$ cm³ für die rechten Ovarien (Abbildung 20; Anhang 4.3, Tabelle 19).

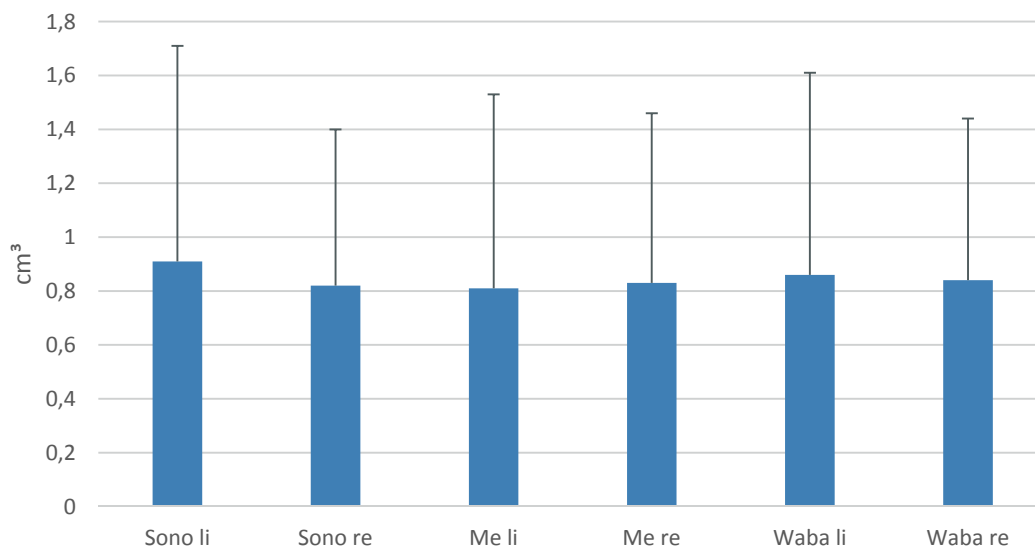


Abbildung 20: Mittelwerte \pm Standardabweichung der gewonnenen Ovar-Volumina im Vergleich bei der Katze. Sono li bzw. Sono re: Volumina ermittelt aus den sonographischen Ergebnissen der linken bzw. rechten Ovarien, Me li bzw. Me re: Volumina ermittelt aus den postoperativen Messungen der linken bzw. rechten Ovarien, Waba li bzw. re: Volumina der linken bzw. rechten Ovarien gemessen im Wasserbad.

4.5.2 Ermittlung des caninen Ovarvolumens mittels Wasserbad

Die mittels Wasserbad ermittelten Ovarvolumina waren für die linken Ovarien zwischen 0,06 und 3 cm³ mit einem arithmetischen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,86 \pm 0,75$ cm³. Die Volumina der rechten Ovarien lagen zwischen 0,05 cm³ und 2 cm³ mit einem arithmetischen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,84 \pm 0,61$ cm³ (Abbildung 21; Anhang 4.3, Tabelle 20).

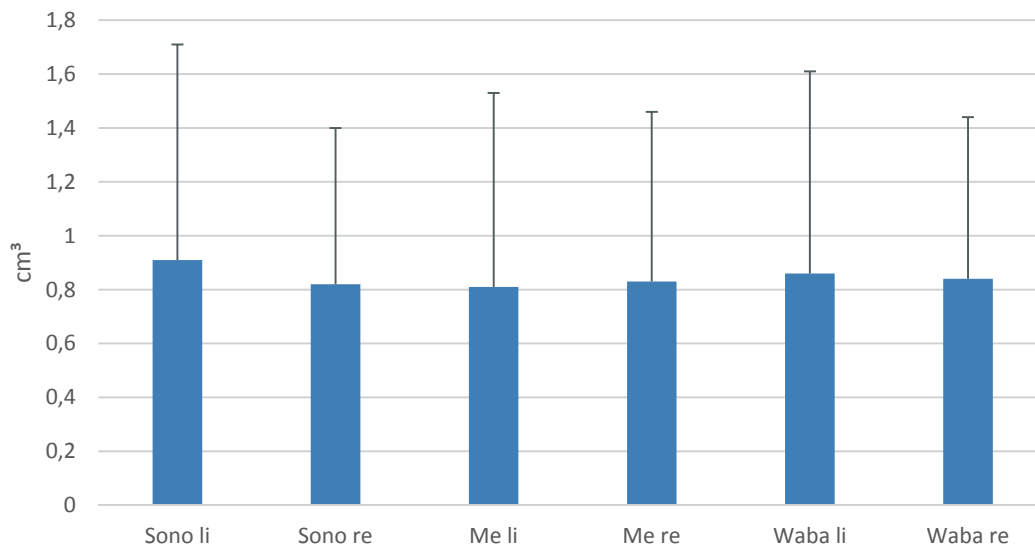


Abbildung 21: Die Mittelwerte \pm Standardabweichung der gewonnenen Ovarvolumina im Vergleich beim Hund. Sono li bzw. Sono re: Volumina ermittelt aus den sonographischen Ergebnissen der linken bzw. rechten Ovarien, Me li bzw. Me re: Volumina ermittelt aus den postoperativen Messungen der linken bzw. rechten Ovarien, Waba li bzw. re: Volumina der linken bzw. rechten Ovarien gemessen im Wasserbad.

4.6 Histologische Befunde

Die in der histologischen Untersuchung gewonnenen Befunde bestätigen die Ergebnisse der durchgeführten Zyklusdiagnostik. So konnten bei den Katzen, die sich in der Follikelphase befanden, vermehrt Tertiärfollikel histologisch dargestellt werden. In histologischen Präparaten, die der Lutealphase der Katze bzw. des Metöstrus des Hundes zugeordnet wurden, fand sich mindestens ein *Corpus luteum* (Abbildung 22). Tiere, die der Phase der hormonellen Ruhe zugeordnet wurden, zeigten verschiedene Follikelstadien, Follikelatresien sowie Gelbkörper in Rückbildung (Abbildung 23). Die Hunde, die aufgrund der Anamnese, der gynäkologischen Untersuchung, sowie der sonographischen Untersuchung keiner physiologischen Zyklusphase zugeordnet wurden, zeigten in der histologischen Untersuchung multiple zystische Strukturen. Hündin Nr. 25 wies zudem ein *Corpus luteum* auf.

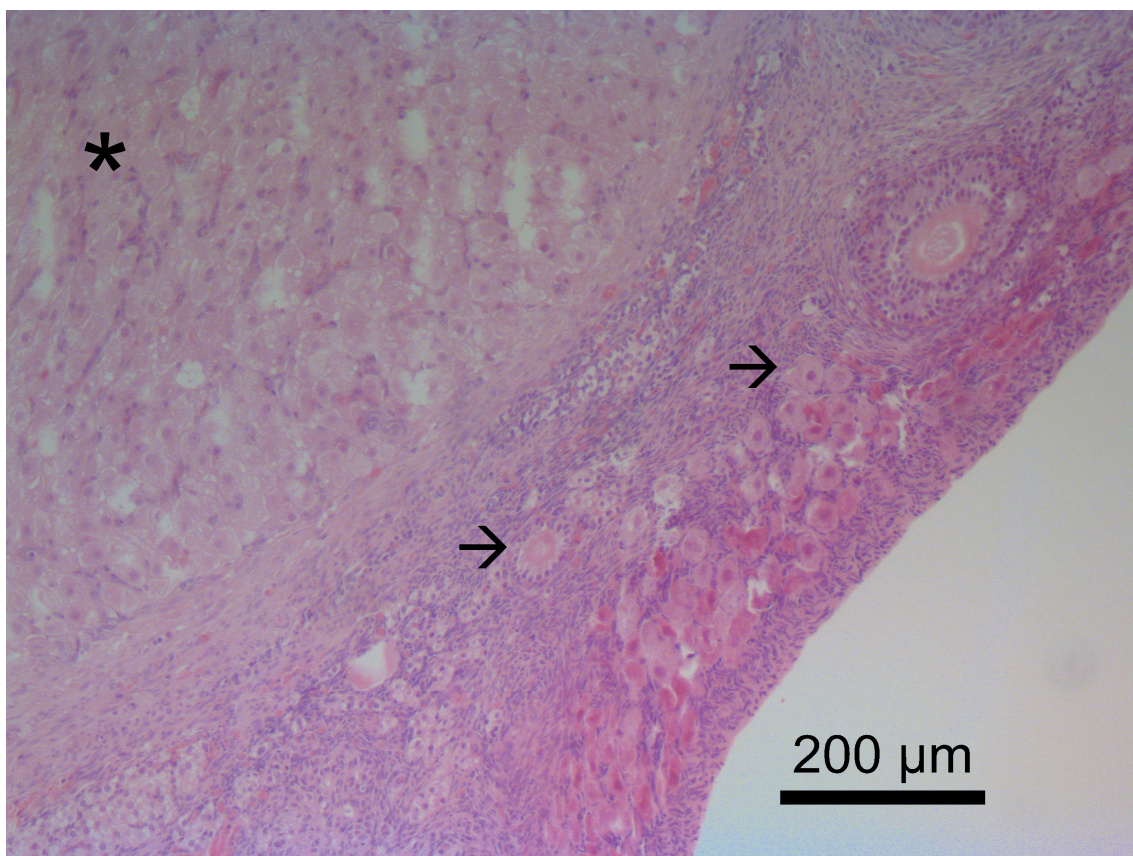


Abbildung 22: Histologisches Präparat eines Katzenovars im Metöstrus (HE-Färbung, 10-fache Vergrößerung). Zu erkennen sind der Anteil eines Gelbkörpers (*) sowie verschiedene Follikelstadien (→).

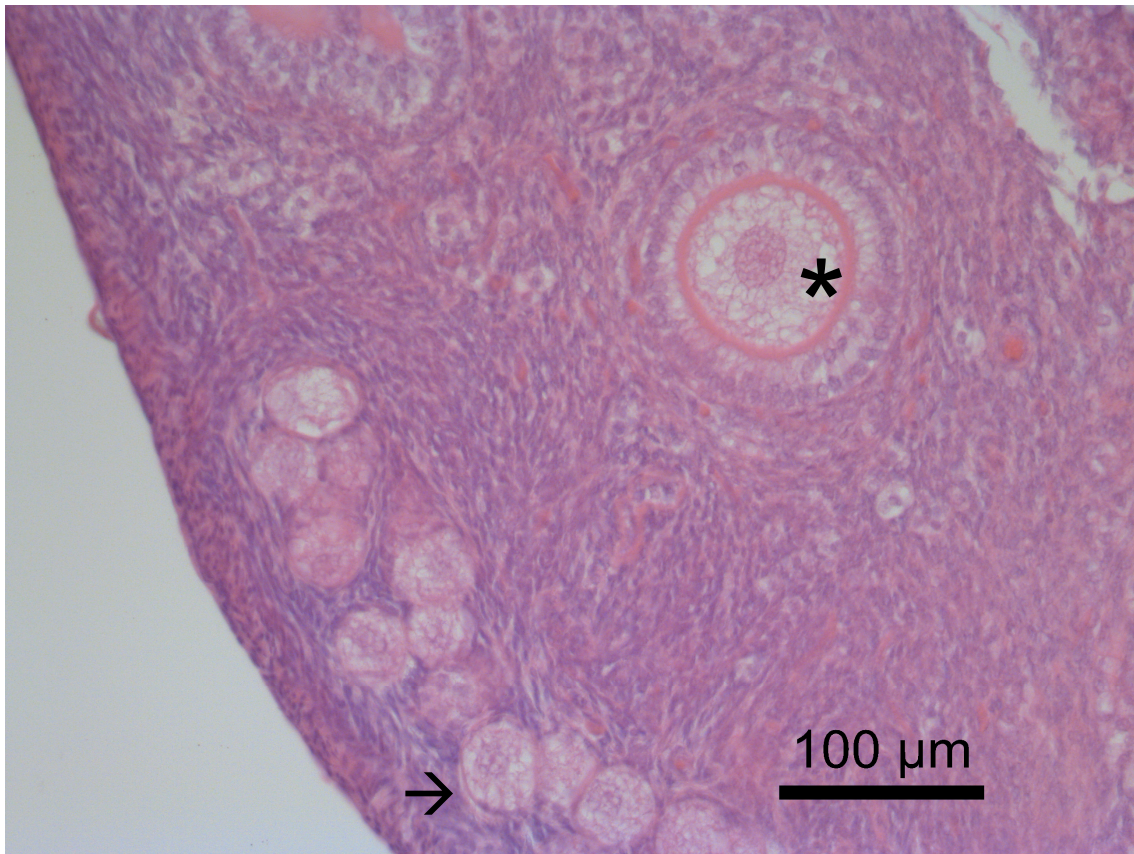


Abbildung 23: Histologisches Präparat eines Katzenovars im Anöstrus (HE Färbung, 20-fache Vergrößerung). Hierbei sind verschiedene Follikelstadien zu erkennen (→ Primordialfollikel, * Sekundärfollikel).

4.7 Statistische Erhebungen

4.7.1 Katzen

4.7.1.1 Berechnungen der absoluten Differenz

Bei der Berechnung der absoluten Differenzen zwischen den im Ultraschall ermittelten Volumina der linken und rechten Ovarien ergab sich ein arithmetischer Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,04 \pm 0,04 \text{ cm}^3$, wobei die kleinste Differenz bei 0 cm^3 und die Größte bei $0,15 \text{ cm}^3$ lag.

Bei der Berechnung der absoluten Differenzen bei den mittels postoperativen Messungen ermittelten Volumina der linken und rechten Ovarien ergab sich ein arithmetischer Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,04 \pm 0,04 \text{ cm}^3$ mit Werten zwischen 0 cm^3 und $0,11 \text{ cm}^3$.

Bei den im Wasserbad ermittelten Volumina lagen die absolute Differenzen bei einem arithmetischen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,04 \pm 0,03 \text{ cm}^3$, wobei die kleinste Differenz bei 0 cm^3 und die größte Differenz bei $0,1 \text{ cm}^3$ lag.

4.7.1.2 Korrelation der im Wasserbad gemessenen Volumina mit den mittels Ultraschall ermittelten Volumina

Die Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad und die für die linken Ovarien ermittelte Ultraschallvolumina wurden mit Hilfe einer linearen Regression durchgeführt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den im Ultraschall gemessenen Volumina besteht ($r = 0,882$, $p < 0,001$; Abbildung 24).

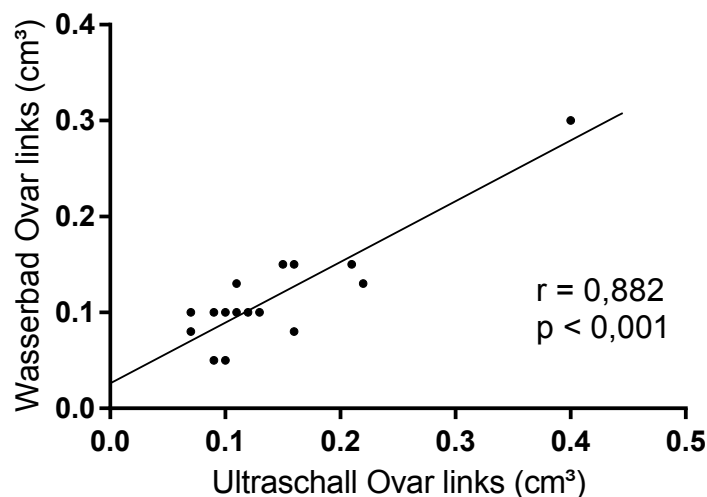


Abbildung 24: Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie bei der Katze.

Die Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad und der im Ultraschall ermittelten Volumina wurden mit Hilfe einer linearen Regression ermittelt. Hierbei wurde ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen dem im Wasserbad gewonnenen Volumina mit den im Ultraschall gewonnenen Volumina festgestellt ($r = 0,918$, $p < 0,001$, Abbildung 25).

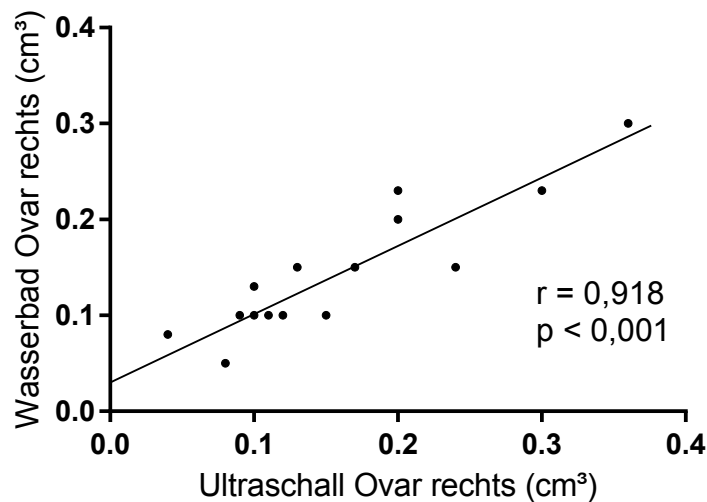


Abbildung 25: Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie bei der Katze.

Da es sich um eine rechtsschiefe Verteilung handelt, wurden zur Korrelationsberechnung mittels linearer Regression zudem logarithmierte Werte herangezogen. Auch hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch hoch signifikanter Zusammenhang zwischen den im Wasserbad gemessenen Volumina und den im Ultraschall ermittelten Volumina bei den linken ($r = 0,733$, $p < 0,001$) als auch bei den rechten Ovarien ($r = 0,876$, $p < 0,001$) besteht.

4.7.1.3 Korrelation der im Wasserbad gemessenen Volumina mit dem mittels Vermessungen ermittelten Volumina

Die Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad und die durch Vermessungen errechneten Volumina wurde mit Hilfe einer linearen Regression bestimmt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den postoperativen gemessenen Volumina besteht ($r = 0,72$, $p < 0,001$, Abbildung 26).

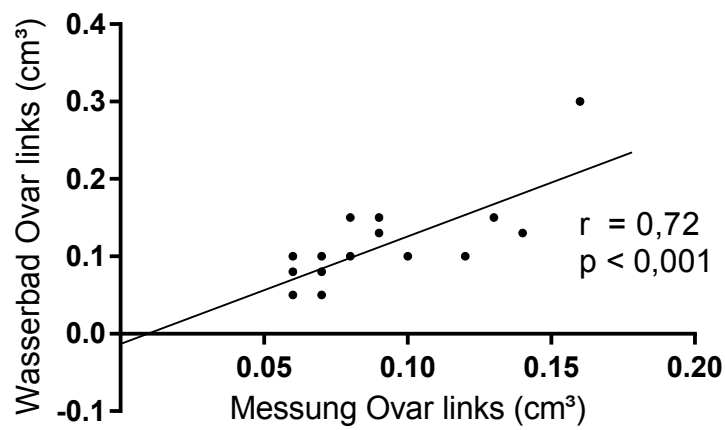


Abbildung 26: Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen bei der Katze.

Die Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad und den durch Vermessungen errechneten Volumina wurde mit Hilfe einer linearen Regression durchgeführt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den postoperativ gemessenen Volumina besteht ($r = 0,91$, $p = 0,001$, Abbildung 27).

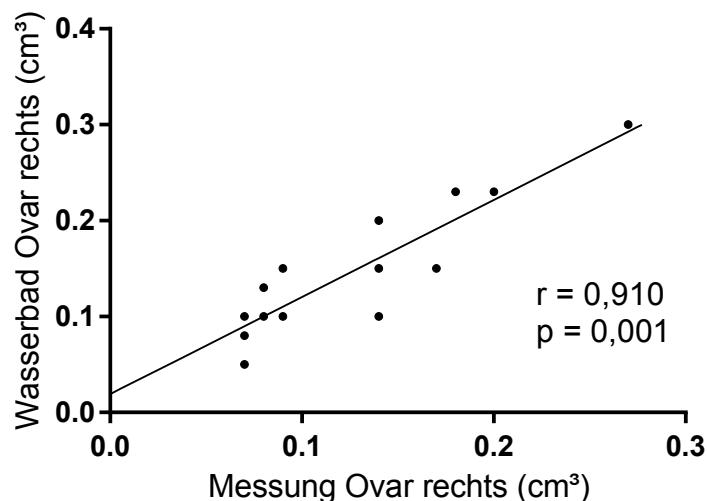


Abbildung 27: Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen bei der Katze.

Da es sich um eine rechtsschiefe Verteilung handelt, wurden zur Korrelationsberechnung mittels linearer Regression zudem logarithmierte Werte herangezogen. Zwischen den Volumina der postoperativen Vermessungen und der im Wasserbad gemessenen Volumina konnte für die linken Ovarien ($r = 0,69$, $p = 0,001$) sowie für die rechten Ovarien ($r = 0,857$, $p < 0,001$) ein signifikanter Zusammenhang festgestellt werden.

4.7.1.4 Korrelationen der Volumina gemessen im Wasserbad

Die Korrelation der Volumina der linken und rechten Ovarien wurde mit einer linearen Regression überprüft. Die Volumina der linken Ovarien korreliert hoch signifikant mit den Volumina der rechten Ovarien ($r = 0,739$, $p < 0,001$, Abbildung 28).

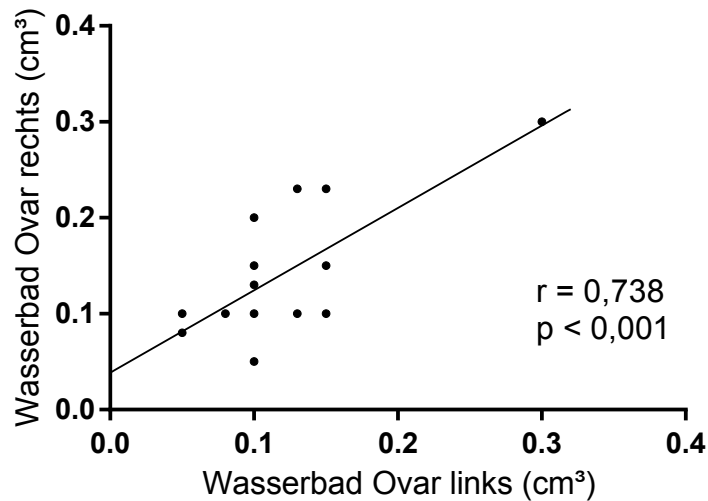


Abbildung 28: Korrelation der Volumina der linken Ovarien und der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad bei der Katze.

4.7.1.5 Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben

Der Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben ergab aus den Ergebnissen der sonographischen Untersuchungen und denen des Wasserbads für die linken Ovarien einen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,03 \pm 0,04 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten konnte für die Ovarien der linken Seite ein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,0079$).

Für die rechten Ovarien ergab der Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test aus den Volumina der sonographischen Untersuchungen und denen des Wasserbads einen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,01 \pm 0,03 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten konnte für die Ovarien der rechten Seite kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,94$).

Für die linken und die rechten Ovarien ergab sich aus den Volumina der postoperativen Vermessungen und denen des Wasserbads ein Mittelwert \pm SD von $0,02 \pm 0,05 \text{ cm}^3$ sowie $0,02 \pm 0,03 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten konnte für die Ovarien der linken Seite ($p = 0,034$) sowie für die der rechten Seite ($p = 0,007$) ein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden.

4.7.1.6 Bland-Altman-Analyse

Mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse konnte beim Vergleich der Ermittlungen der Volumina aus den sonographischen Untersuchungen und den Ermittlungen der Volumina im Wasserbad sowohl für die linken als auch für die rechten Ovarien kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($r = 0,34$, $p = 0,17$; $r = 34$, $p = 0,16$).

Beim Vergleich der Ermittlungen der Volumina aus der postoperativen Messungen und den Volumina des Wasserbads konnte für die linken Ovarien ein statistisch signifikanter Trend ($r = 0,864$, $p < 0,001$), wohingegen für die rechten Ovarien kein statistisch signifikanter Trend nachgewiesen werden konnte ($r = 0,45$, $p = 0,062$).

4.7.1.7 Ermittlung des Faktors mittels t-Test

Bei den mit Hilfe der Sonographie errechneten Volumina konnte mit Hilfe des t-Test gezeigt werden, dass der Faktor 0,532 aus der verwendeten Formel $L \times B \times H \times 0,523$ vom ermittelten Faktor 0,4274 hochsignifikant abweicht ($p < 0,0001$).

Mit Hilfe des t-Testes konnte gezeigt werden, dass bei der Berechnung der Volumina aus den postoperativ gewonnenen Daten der aus der Humanmedizin übernommene Faktor 0,523 vom ermittelten Faktor 0,615 signifikant abweicht ($p < 0,05$).

4.7.1.8 Korrelation der Ovarvolumina gemessen im Wasserbad mit den Progesteronwerten

Der Zusammenhang zwischen den Ovarvolumina und den Progesteronwerten wurde mit Hilfe einer Regressions- und Korrelationsanalyse durchgeführt. Bei den vorliegenden Daten konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Mittelwerten der Volumina der Ovarienpaare und den logarithmierten Progesteronwerten nachgewiesen werden ($r = 0,376$, $p = 0,125$). Auch die maximalen Volumina der Ovarienpaare zeigten keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zu dem logarithmierten Progesteronwerten ($r = 0,452$, $p = 0,06$).

4.7.2 Hunde

4.7.2.1 Berechnungen der absoluten Differenz

Bei der Berechnung der absoluten Differenzen zwischen den mittels Ultraschall ermittelten Volumina der linken und rechten Ovarien ergab sich ein arithmetischer Mittelwert \pm SD von $0,27 \pm 0,32 \text{ cm}^3$, wobei die kleinste Differenz bei $0,23 \text{ cm}^3$ und die GröÖte bei $1,33 \text{ cm}^3$ lag.

Bei der Berechnung der absoluten Differenzen zwischen den mittels postoperativen Messungen ermittelten Volumina der linken und rechten Ovarien ergab sich ein Mittelwert \pm SD von $0,22 \pm 0,21 \text{ cm}^3$ mit Werten zwischen $0,1 \text{ cm}^3$ und $0,78 \text{ cm}^3$.

Die absoluten Differenzen der linken und rechten Ovarien bei den im Wasserbad ermittelten Volumina lag bei einem durchschnittlichen Wert \pm SD von $0,18 \pm 0,26 \text{ cm}^3$, wobei die kleinste Differenz bei 0 cm^3 und die grÖÖte Differenz bei 1 cm^3 lag.

4.7.2.2 Korrelation der im Wasserbad gemessenen Volumina mit den mittels Ultraschall ermittelten Volumina

Die Korrelation zwischen den Volumina der linken Ovarien und den für die linken Ovarien ermittelte Ultraschallvolumina wurden mit Hilfe einer linearen Regression überprüft. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch hoch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad mit den gemessenen Volumina besteht ($r = 0,979$, $p < 0,001$, Abbildung 29).

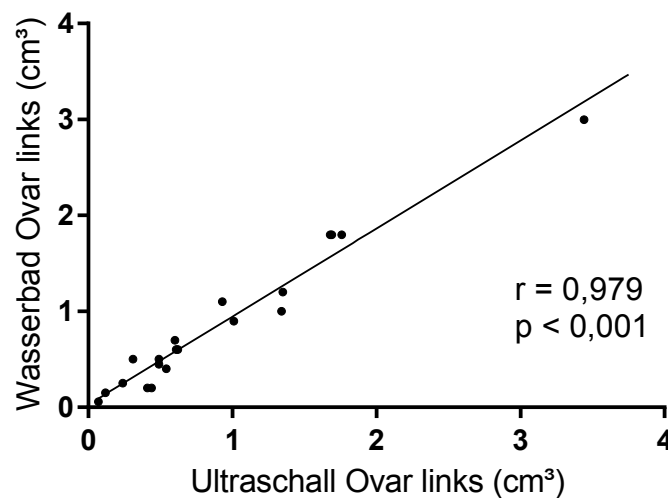


Abbildung 29: Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie beim Hund.

Die Korrelation zwischen den Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad und die für die rechte Ovarien ermittelten Ultraschallvolumina wurde mit Hilfe einer linearen Regression durchgeführt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch hoch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den postoperativ gemessenen Volumina besteht ($r = 0,96$, $p < 0,001$, Abbildung 30).

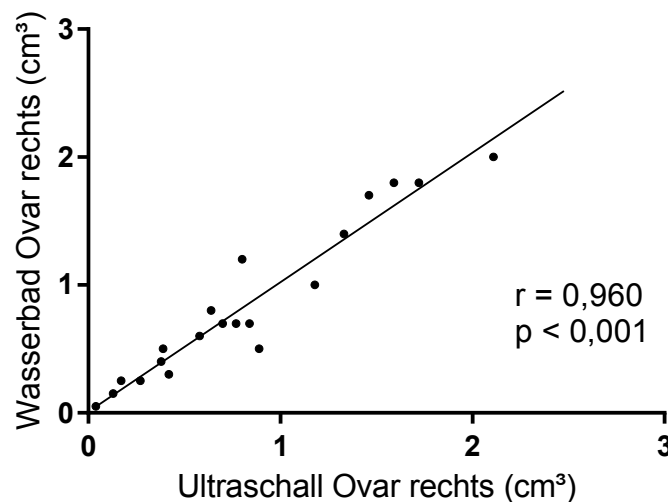


Abbildung 30: Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie beim Hund.

Da es sich um eine rechtschiefe Verteilung handelt, wurden zur Korrelationsberechnung mittels linearer Regression zudem logarithmierte Werte herangezogen. Auch hierbei konnte gezeigt werden, dass ein hoch statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den im Wasserbad gemessenen Volumina mit den im Ultraschall ermittelten Volumina für die linken ($r = 0,954$, $p < 0,001$) als auch für die rechten Ovarien ($r = 0,972$, $p < 0,001$) besteht.

4.7.2.3 Korrelation der im Wasserbad gemessenen Volumina mit dem mittels Vermessungen ermittelten Volumina

Die Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad und die durch Vermessungen errechneten Volumina wurden mit Hilfe einer linearen Regression ermittelt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den postoperativ gemessenen Volumina besteht ($r = 0,97$, $p < 0,001$, Abbildung 31).

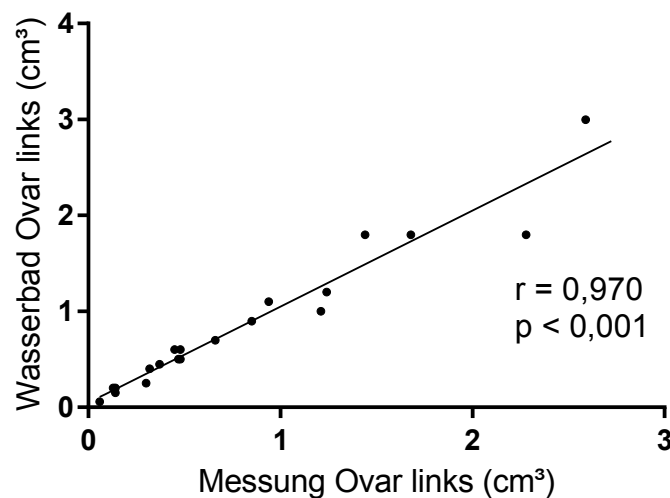


Abbildung 31: Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen beim Hund.

Die Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad und den durch Vermessungen errechneten Volumina wurden mit Hilfe einer linearen Regression ermittelt. Hierbei konnte gezeigt werden, dass ein statistisch hoch signifikanter Zusammenhang zwischen den Volumina im Wasserbad sowie den postoperativ gemessenen Volumina besteht ($r = 0,956$, $p < 0,001$, Abbildung 32).

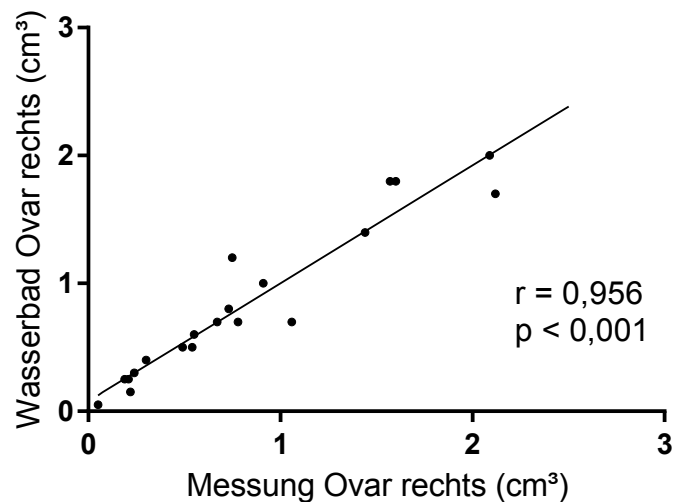


Abbildung 32: Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen beim Hund.

Da es sich um eine rechtsschiefe Verteilung handelt, wurden zur Korrelationsberechnung mittels linearer Regression zudem logarithmierte Werte herangezogen. Zwischen den Volumina ermittelt durch die postoperativen Vermessungen und den im Wasserbad gemessenen Volumina konnte sowohl für die linken Ovarien ($r = 0,985$, $p < 0,001$) als auch für die rechten Ovarien ($r = 0,975$, $p < 0,001$) ein signifikanter Zusammenhang ermittelt werden.

4.7.2.4 Korrelation der Volumina gemessen im Wasserbad

Die Volumina der linken Ovarien mit den Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad korrelierten hoch signifikant miteinander ($r = 0,907$, $p < 0,001$, Abbildung 33).

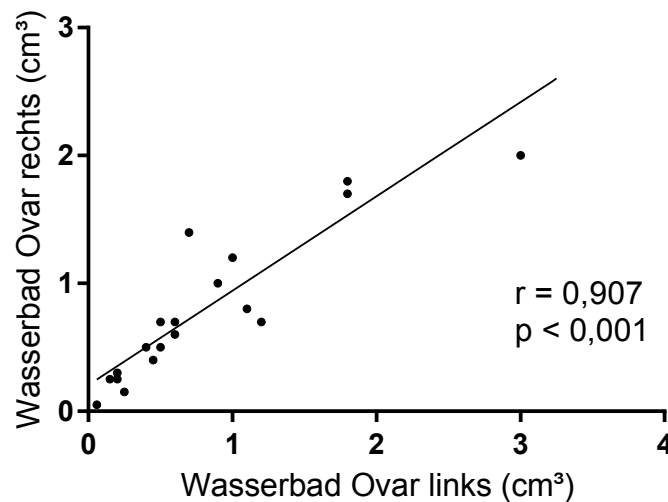


Abbildung 33: Korrelation der Volumina der linken und rechten Ovarien gemessen im Wasserbad beim Hund.

4.7.2.5 Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben

Der Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben aus den Ergebnissen der sonographischen Untersuchungen und denen des Wasserbads ergab für die linken Ovarien einen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,05 \pm 0,17 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten konnte für die Ovarien der linken Seite kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,23$).

Für die rechten Ovarien ergab sich bei dem Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben aus den Volumina der sonographischen Untersuchung und denen des Wasserbads ein Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,02 \pm 0,17 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten konnte für die Ovarien der rechten Seite kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,6$).

Für die linken und die rechten Ovarien ergaben sich bei dem Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben aus den Volumina der postoperativen Vermessungen und denen des Wasserbads einen Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,05 \pm 0,18 \text{ cm}^3$ sowie $0,02 \pm 0,18 \text{ cm}^3$. Auf der Basis der vorliegenden Daten

konnte für die Ovarien der linken sowie der rechten Seite kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,25$; $p = 0,73$).

4.7.2.6 Bland-Altman–Analyse

Mit Hilfe der Bland–Altman–Analyse konnte beim Vergleich der Ermittlung der Volumina durch der sonographischen Untersuchungen und der Messungen der Volumina im Wasserbad sowohl für die linken als auch für die rechten Ovarien kein statistisch signifikanter Trend nachgewiesen werden ($r = 0,2$, $p = 0,4$; $r = 0,33$, $p = 0,16$).

Auch beim Vergleich der Ermittlung der Volumina durch die postoperativen Messungen und der Messungen der Volumina im Wasserbad ergab mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse weder für die linken noch für die rechten Ovarien ($r = 0,25$, $p = 0,29$; $r = 0,03$, $p = 0,91$) einen statistisch signifikanten Unterschied.

4.7.2.7 Ermittlung des Faktors mittels t-Test

Bei den in der Sonographie gemessenen Volumina konnte mit Hilfe des t-Test gezeigt werden, dass der aus der Humanmedizin übernommene Faktor 0,532 der Formel $L \times H \times B \times 0,523$ vom ermittelten Faktor 0,5076 nicht signifikant abweicht ($p > 0,05$).

Bei der Berechnung der Volumina aus den postoperativ gewonnenen Daten, konnte mit Hilfe des t-Testes gezeigt werden, dass der aus der Humanmedizin übernommene Faktor 0,523 vom ermittelten Faktor 0,5282 nicht signifikant abweicht ($p = 0,72$).

4.7.2.8 Korrelation der Volumina gemessen im Wasserbad mit den Progesteronwerten

Der Zusammenhang zwischen den Volumina und den Progesteronwerten wurde mit Hilfe einer Regressions- und Korrelationsanalyse überprüft. Bei den vorliegenden Daten konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen dem arithmetischen Mittelwert der Volumina der Ovarienpaare und den logarithmierten

Progesteronwerten nachgewiesen werde ($r = 0,276$, $p = 0,24$). Auch die maximalen Volumina der Ovarienpaare zeigte keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zu den logarithmierten Progesteronwerten ($r = 0,317$, $p = 0,173$).

4.7.2.9 Korrelation der Ovarvolumina mit den Körpermassen

Bei den vorliegenden Daten war ein hoch signifikanter Zusammenhang zwischen den Körpermassen und den durchschnittlichen Ovarvolumina ($p = 0,003$; $r = 0,65$) sowie dem maximalen Ovarvolumina ($p = 0,008$, $r = 0,586$) nachweisbar (Abbildung 34, Abbildung 35).

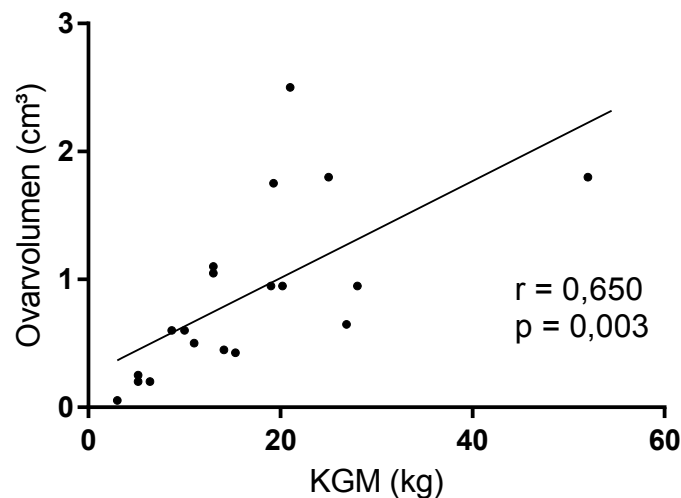


Abbildung 34: Korrelation der durchschnittlichen Ovarvolumina und den Körpermassen.

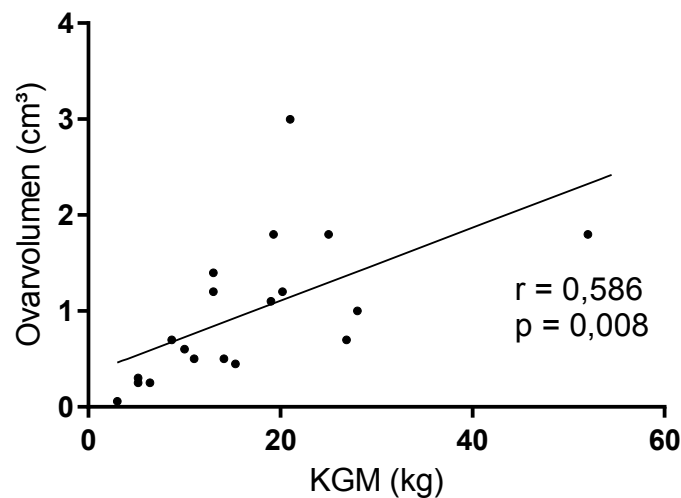


Abbildung 35: Korrelation der maximalen Volumina mit den Körpermassen.

5 Diskussion

5.1 Fragestellung

Die Sonographie wird seit vielen Jahren in der veterinärmedizinischen Reproduktionsmedizin eingesetzt (Patnaik und Greenlee, 1987; Bigliardi et al., 2004; Davidson und Baker, 2009; Little, 2011). Mit zunehmender Spezialisierung in der Gynäkologie bei Hund und Katze nimmt die Sonographie der Ovarien sowie des Uterus einen immer größeren Stellenwert ein. In voran gegangenen Studien wurde sich vor allem mit der Darstellbarkeit von Funktionskörpern auf dem Ovar befasst (Lévy und Fontbonne, 2007; England et al., 2009; Malandain et al., 2011). Genaue Daten, die zur Unterscheidung zwischen physiologischer und pathologischer Ovargröße herangezogen werden können, gibt es jedoch noch nicht. Nur wenige Studien geben für den Hund (Hayer et al., 1993; Eker und Salmanou, 2006) als auch für die Katze (Günzel-Apel et al., 1998; Gatel et al., 2016) Größenangaben für das physiologische Ovar an. So werden für den Hund Länge und Breite des Ovars zum Zeitpunkt der Ovulation beschrieben (Hayer et al., 1993; Eker und Salmanou, 2006), wohingegen es für Katzen Angaben zur Länge und Breite des Ovars im ovulatorischen sowie anovulatorischen Zyklus (Günzel-Apel et al., 1998) sowie der Länge des Ovars im Anöstrus gibt (Günzel-Apel et al., 2009; Gatel et al., 2016).

Ein Vergleich der sonographisch erfassten Daten mit der direkt gemessenen Größe des Organs sowie die histologische Untersuchung des Organs fehlt. In der Humanmedizin wird zur Berechnung der Ovargröße das Ovarvolumen herangezogen (Pavlik et al., 2000), wodurch sowohl die Länge, die Breite als auch die Höhe des Ovars einbezogen werden. Barbosa et al. (2013) geben als einzige Studie für den Hund Ovarvolumina in der periovulatorischen Phase an. Die Berechnung erfolgte durch das Ultraschallgerät mit Hilfe der Länge, Breite und Höhe. Eine genaue Angabe, mit welcher Formel das Ultraschallgerät das Volumen ermittelt hat, fehlt. In der Humanmedizin wird die Berechnung des Ovarvolumens vor allem zur Früherkennung pathologischer Veränderungen des Ovars (de Priest et al., 1997; Chen et al., 2008), in der Infertilitätsdiagnostik (Erdem et al., 2003) sowie in der assistierten Reproduktionsmedizin (Syrop et al., 1999) verwendet. Abgesehen von den Angaben von Barbosa et al. (2013) gibt es in der Veterinärmedizin weder für den Hund noch für die Katze Studien, die sich mit der Berechnung des Ovarvolumens beschäftigt haben. Gerade im Bereich der Infertilitätsdiagnostik aber auch im

Zusammenhang mit Ovarpathologien könnte dies jedoch ein interessanter Parameter sein.

Die Berechnung des Ovarvolumens findet in der Humanmedizin mit Hilfe der Formel des Ellipsoids statt (Pavlik et al., 2000). Ziel der Studie war es, die Frage zu beantworten, ob die Volumenbestimmung des caninen sowie des felines Ovars mittels Sonographie möglich ist und ob die Formel zur Berechnung des humanen Ovarvolumens verwendet werden kann.

5.2 Methodik

Bei den verwendeten Tieren, handelte es sich um Katzen und Hunde, die zur Kastration vorgestellt wurden, wodurch kein Einfluss auf die einbezogenen Rassen sowie Körpergrößen genommen wurde. Bei Vorstellung der Tiere erfolgten die Durchführung der Anamnese sowie die allgemeine Untersuchung. Dies diente in erster Linie der Erhebung anderer Erkrankungen und der Bewertung der Narkosefähigkeit des Tieres. In der Anamnese konnten zudem bereits erste Daten über den Zyklusstand des Tieres erhoben werden. Die hier gewonnenen Daten beruhten auf der Zyklusbestimmung durch das Verhalten sowie der klinischen Symptomatik, die durch die Besitzer beobachtet werden konnten (Michael, 1961; Christie und Bell, 1972). Bei den Tieren, die durch das Tierheim vorgestellt wurden, konnten diese Daten meist nicht erhoben werden. Bei diesen Tieren basierte die Bestimmung des Zyklusstandes auf den Ergebnissen der weiterführenden Untersuchungen.

Der allgemeinen Untersuchung folgte bei den Hunden die gynäkologische Untersuchung. Diese diente der Bestimmung des Zyklusstandes (Wehrend et al., 2013) und umfasste die exfoliative Vaginalzytologie sowie die Vaginoskopie. Die Durchführung und die Beurteilung der exfoliativen Vaginalzytologie erfolgte nach Wehrend et al. (2013). Bei der exfoliativen Vaginalzytologie handelt es sich um ein kostengünstiges, nicht invasives Verfahren, welches die Östrogenkonzentration wieder spiegelt und dadurch zur Bestimmung des Zyklusstandes mit einbezogen werden kann. Bei den Katzen wurde auf diese Untersuchung verzichtet. Zwar ist diese Untersuchung auch bei Katzen möglich (Michael, 1961; Günzel et al., 1985),

jedoch wird die prozentuale Verteilung der Vaginalzellen in den verschiedenen Zyklusphasen in der Literatur sehr unterschiedlich beschrieben (Günzel et al., 1985).

Als weitere Untersuchung folgte die Messung des Progesterons im Blut, wodurch die endokrine Zyklusbestimmung mittels Hormonuntersuchung einbezogen wurde (Tammer et al., 1994).

Die sonographische Untersuchung der Ovarien erfolgte bei allein Tieren in Seiten- oder Rückenlage. Je nach Literaturangabe wird zur Lagerung der Tiere bei der Sonographie der Ovarien neben der Seiten- und der Rückenlage (Hayer et al., 1993; Silva et al., 1996; Günzel-Apel et al., 1998; Barbosa et al., 2013) auch die stehende Position beschrieben (England und Allen, 1989a; Hayer et al., 1993; Silva et al., 1996). Vorteil hiervon ist, dass die Untersuchung dem jeweiligen Tier angepasst werden kann (Hayer et al., 1993). Um einen einheitlichen Untersuchungsgang zu gewährleisten, wurde sich für die Seiten- oder Rückenlage entschieden und mit dem linken Ovar begonnen. Bei der Untersuchung wurden Länge, Breite und Höhe erfasst, welche später zur Berechnung des Volumens herangezogen wurden. Zudem konnte anhand der Funktionskörper auf den Ovarien ein weiterer Befund in Bezug auf die Zyklusdiagnostik gestellt werden (Fontbonne und Malandain, 2006; Davidson und Baker, 2009; Malandain et al., 2011; Gatel et al., 2016). Die Untersuchung der Katzen erfolgte in Narkose. Günzel-Apel et al. (1998) beschreiben, dass für die sonographische Untersuchung der Ovarien auch bei der Katze eine Narkose nicht notwendig ist. Da es sich in diesem Fall jedoch vor allem um verwilderte Katzen handelte und die Sonographie als eine präoperative Untersuchung vor der Kastration durchgeführt wurde, wurde sich für eine Durchführung in Narkose entschieden.

Bei der Durchführung der sonographischen Untersuchung sind die Qualität des Ultraschallgeräts sowie die Erfahrung des Untersuchers als wichtige Einflussfaktoren zu berücksichtigen. Hayer et al. (1993) berichten vom Auffinden des rechten caninen Ovars mit Hilfe eines 7,7 MHz Sektorschallkopfes in 96,3 % der Fälle, wohingegen Gatel et al. (2016) bei der Katze unter Verwendung eines 14 - 19 MHz Schallkopfes das Auffinden aller Ovarien unabhängig vom Zyklusstand beschreiben. Die Untersuchung der Ovarien erfolgte in dieser Studie mit einem Multifrequenz-Linearschallkopfes, welcher eine Frequenzbreite von 5 bis 14 MHz aufweist, wodurch eine Darstellung der Hunde und Katzenovarien möglich war. Ein weiterer Aspekt ist die Interobserver-Variabilität. Gatel et al. (2016) konnten keine Interobserver-Variabilität

bei der Vermessung von feline Ovarien feststellen. Dies ähnelt den Ergebnissen der Humanmedizin, die nur eine sehr geringe Interobserver-Variabilität beobachten konnten (Goswamy et al., 1988; Lass et al., 1997). In dieser Studie wurde die Sonographie nur von einem Untersucher durchgeführt, so dass eine Interobserver-Variabilität ausgeschlossen werden kann.

Nach der Sonographie erfolgten die Kastration und die Vermessung der Ovarien mittels Maßband. Eker et al. (2004) beschreiben ein ähnliches Vorgehen: Nach der Vermessung der Länge der Ovarien in vivo mittels Ultraschall folgt bei Eker et al. (2004) die Kastration sowie die Vermessung in vitro. Eker et al. (2004) konnten keine signifikante Korrelation der sonographischen und der postoperativen Ergebnisse finden, jedoch gibt es keine Angaben über die Qualität des Ultraschallgerätes sowie den Zeitraum zwischen Entnahme der Ovarien sowie Vermessung postoperativ. Um die von uns gewonnenen Ergebnisse zu verifizieren, erfolgte in einem weiteren Schritt die Volumenmessung mittels Flüssigkeitsverdrängung im Wasserbad. Die Volumenmessung mittels Wasserverdrängung ist als Goldstandard anzusehen (Rivkees et al., 1987; Rosendahl et al., 2010). Um eine Volumenabnahme durch Flüssigkeitsverlust durch Eintrocknung zu umgehen, erfolgten die Vermessung sowie die Bestimmung des Ovarvolumens mittels Wasserverdrängung unverzüglich nach der Entnahme der Ovarien.

Die Berechnung des Volumens aus den mittels Sonographie sowie postoperativer Vermessung gewonnenen Daten erfolgte mit Hilfe der Formel zur Berechnung des Ellipsoids. Diese Formel findet ihren Einsatz in der Berechnung des Ovarvolumens in der Humanmedizin (Pavlik et al., 2000; Ueland et al., 2005) sowie in der Berechnung des Hodenvolumens in der Human- und der Veterinärmedizin (Sakamoto et al., 2007; Gouletsou et al., 2008).

Als letzter Schritt wurde die histologische Untersuchung der entnommenen Ovarien durchgeführt, wodurch die Einteilung in verschiedene Zyklusphasen nochmal verifiziert werden konnten. Zudem können pathologische Veränderungen der Ovarien histologisch ausgeschlossen oder nachgewiesen werden (Groppetti et al., 2015; Hayashi et al., 2015).

Zusammenfassend ist hervorzuheben, dass die Kombination von sonographischer, metrischer, histologischer Befunderhebung und Wasserbadverdrängung an den

Eierstöcken in der Veterinärmedizin noch nicht durchgeführt wurde. Durch diesen methodischen Ansatz sind valide Daten zu erwarten.

5.3 Diskussion der Ergebnisse

5.3.1 Alter und Größe

Die zur Untersuchung verwendeten Ovarien stammten von Hunden und Katzen, die zur Kastration vorgestellt wurden. Dadurch waren das Alter, die Rasse und daraus resultierend die Körpergröße und das Körpergewicht dem Zufall überlassen. Bei den Hunden waren verschiedene Hunderassen und damit eine große Varianz an Körpergrößen und Gewichten vertreten. Da es sich bei den vorgestellten Katzen vor allem um Tiere der Rasse Europäisch Kurzhaar handelte, traten die starken Unterschiede der Körpergrößen sowie der Körpergewichte nicht auf.

Die Gewichte der Katzen wiesen eine Spanne von zwei bis vier kg auf, wohingegen bei den Hunden Gewichte zwischen drei und 52 kg vertreten waren. In der Humanmedizin ist kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen physiologischem Ovarvolumen und Körpergewicht nachgewiesen (Pavlik et al., 2000; Su et al., 2008), wobei ein Zusammenhang zwischen Körpergröße und Ovarvolumen besteht (Pavlik et al., 2000). In unserer Studie konnte dagegen bei den Hunden eine hochsignifikante Korrelation zwischen dem durchschnittlichen Ovarvolumen ($r = 0,65$, $p = 0,03$) sowie dem maximalen Ovarvolumen ($r = 0,586$, $p = 0,008$) und der Körpermasse festgestellt werden. Hierbei ist zu erläutern, dass in dieser Studie die unterschiedlichen Körpermassen der Hunde aus den unterschiedlichen Körpergrößen resultieren. In unserer Studie handelte es sich um Hunde elf verschiedener Rassen, die sich nicht nur in den Körpergrößen sondern auch in der Körperform stark unterschieden. Um dies genauer zu unterscheiden, müsste ein Vergleich zwischen verschiedenen Rassen herangezogen werden, die ein ähnliches Körpergewicht aber unterschiedliche Körpergrößen aufweisen. In Folgeuntersuchungen sollten körpergrößenspezifische Volumina der Eierstöcke bei Hündinnen festgelegt werden.

Da es sich bei den Katzen vorwiegend um Europäische Kurzhaarkatzen handelte mit einer geringeren Spanne von Körpergewichten, wurde diese Korrelation nicht berechnet. In einem weiteren Schritt wäre es jedoch interessant auch bei Katzen

unterschiedlicher Rassen - daraus resultierenden unterschiedlichen Körpergrößen und Gewichten - eine entsprechende Korrelation zum Ovarvolumen darzustellen.

In der Humanmedizin ist zudem eine Abhängigkeit des Ovarvolumens im Verhältnis zum Lebensalter beschrieben (Pavlik et al., 2000; Kelsey et al., 2013). Das Ovarvolumen kann als ein Biomarker für die ovarielle Reserve gesehen werden und steht so im direkten Zusammenhang mit der Fruchtbarkeit (Erdem et al., 2003; Kelsey et al., 2013). Ab dem 30. Lebensjahr ist ein Abfall des Ovarvolumens zu beobachten (Pavlik et al., 2000). Zudem sind große Unterschiede zwischen dem Ovarvolumen von Frauen vor und nach der Menopause zu verzeichnen (Pavlik et al., 2000; Kelsey et al., 2013). Im Unterschied zum Menschen durchlaufen Hunde und Katzen keine Menopause, sondern weisen ein Leben lang hormonelle Aktivität des Ovars auf (Wehrend et al., 2013). Aus diesem Grund ist der starke Abfall des Ovarvolumens, der in der Humanmedizin nach Eintritt der Menopause zu beobachten ist (Pavlik et al., 2000), bei Hunden und Katzen nicht zu erwarten. Da jedoch eine Abnahme der Fruchtbarkeit auch bei älteren Tieren zu verzeichnen ist, ist eine gewisse Relation des Ovarvolumens zum Alter und der daraus resultierenden Fruchtbarkeit auch bei Hund und Katze in Betracht zu ziehen. Die in unserer Studie verwendeten Tiere gehörten zwar unterschiedlichen Altersklassen an, jedoch waren keine Tiere über zehn Jahre vertreten. Zudem musste bei einigen Tieren aus dem Tierheim aufgrund fehlender Altersangaben das Alter geschätzt werden, so dass von der Berechnung einer Korrelation von Alter zu Ovarvolumen abgesehen wurde.

5.3.2 Zyklusphase

Bei den in die Studie mit einbezogenen Tieren handelte es sich um eine randomisierte Auswahl, so dass kein Einfluss auf die mit einbezogenen Zyklusphasen genommen wurde. Laut vorangegangenen Studien ist die sonographische Darstellung des Ovars in der hormonellen Ruhe beim Hund aber vor allem bei Katzen erschwert (Fontbonne und Malandain, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007). Gatel et al. (2016) dagegen geben an, dass die sonographische Darstellung der Ovarien mit etwas Übung auch bei Katzen in jedem Zyklusstand möglich ist. Bei den in die Studie einbezogenen Katzen handelte es sich um dreizehn Katzen im Anöstrus

oder Interöstrus, wodurch die Ergebnisse von Gatel et al. (2016) bestätigt werden. Auch bei den Hunden befanden sich sieben Tiere in der Zyklusphase des Anöstrus. Somit ist die Größenbestimmung des felines sowie des caninen Ovars mit Übung in jeder Zyklusphase möglich.

Des Weiteren ist eine zyklusabhängige Größenveränderung des Ovars und somit eine Veränderung des Ovarvolumens sowohl beim Hund als auch bei der Katze in Betracht zu ziehen. Laut Hayer et al. (1993), Eker und Salmanou (2006) und Lévy und Fontbonne (2007) kommt es zur Zunahme der Länge und der Breite des Ovars in der periovulatorischen Phase. Silva et al. (1996) konnten beim Hund eine Zunahme der Ovaroberfläche - berechnet aus der Länge und Breite - zwischen fünf Tage vor dem LH–Peak bis 15 Tage nach dem LH–Peak nachweisen. Laut Hayer et al. (1993) und England und Yeager (1993) ist die maximale Ovargröße drei bis sechs Tage nach Ovulation erreicht. Dies wird von Barbosa et al. (2013) mit Hilfe der Berechnung des Ovarvolumens bestätigt. Bei der Katze nehmen die Länge und die Breite des Ovars laut Günzel-Apel et al. (1998) bis zum maximalen Follikeldurchmesser zu, wonach im anovulatorischen sowie im pseudograviden Zyklus eine Abnahme der Ovar-Länge und -Breite zu verzeichnen ist. Laut Rosendahl et al. (2010) hat bei der Frau die Zyklusphase keinen Einfluss auf das Ovarvolumen. Lass und Brinsden (1999) berichten dagegen, dass eine genaue Berechnung des Ovarvolumens bei der Frau nur bei Abwesenheit von großen Follikeln oder Zysten möglich ist.

Die in dieser Studie vermessenen Ovarien waren verschiedenen Zyklusstadien zuzuordnen. Um einen ersten Zusammenhang zwischen Zyklusphase und Ovarvolumen zu untersuchen, wurde der Zusammenhang zwischen Ovarvolumen und Progesteronwert mit Hilfe einer Regressions- und Korrelationsanalyse berechnet. Es konnte jedoch keine Korrelation zwischen dem Progesteronwert und dem Ovarvolumen hergestellt werden ($r = 0,276$, $p = 0,24$). Hierfür sind verschiedene Ursachen möglich. Aus der Humanmedizin ist bekannt, dass eine Korrelation zwischen Körpergröße und Ovarvolumen besteht (Pavlik et al., 2000). Bei den Hunden handelte es sich um Tiere mit sehr unterschiedlichen Körpergewichten, so dass der Vergleich des Ovarvolumens in verschiedener Zyklusphasen im Zusammenhang mit dem Körpergewicht bzw. der Körpergröße gesehen werden sollte. Dieser These widerspricht, dass auch bei den Katzen keine Korrelation

zwischen Ovarvolumen und Progesteronwert gefunden werden konnte ($r = 0,376$, $p = 0,125$), obwohl die Unterschiede der Körpergröße deutlich geringer waren. Jedoch ist in Betracht zu ziehen, dass auch die Progesteronwerte in der Follikelphase sowie in der hormonellen Ruhe in Korrelation zu der Ovargröße gesetzt wurden. Aus der Literatur ist bekannt (Hayer et al., 1993; Günzel-Apel et al., 1998; Eker und Salmanou, 2006; Lévy und Fontbonne, 2007), dass es in der Follikelphase zu einer Größenzunahme des Ovars kommt. In dieser Phase sind jedoch die Progesteronwerte physiologischer Weise niedrig (Verhage et al., 1976; Olson et al., 1982; Wehrend et al., 2013), so dass in dieser Phase eine Korrelation zwischen Ovarvolumen und Progesteronwert unwahrscheinlich ist.

5.3.3 Sonographische Vermessung des Ovars

Eker et al. (2004) beschreiben die Vermessungen der Längen der Ovarien in vivo und in vitro, wobei keine statistische signifikante Korrelation ($p > 0,05$) nachgewiesen werden konnte. Die gewonnenen Ergebnisse zeigen eine signifikante Korrelation zwischen der Messung des Ovarvolumens im Wasserbad sowie der Errechnung des Ovarvolumens mittels Ultraschall sowohl beim Hund (linkes Ovar: $r = 0,979$, $p < 0,001$; rechtes Ovar: $r = 0,96$, $p < 0,001$) als auch bei der Katze (linkes Ovar: $r = 0,882$, $p < 0,001$, rechtes Ovar: $r = 0,918$, $p < 0,001$). Zudem konnte beim Hund und bei der Katze eine Korrelation des Volumens der postoperativen Vermessung mit dem Wasserbad nachgewiesen werden (Hund: linkes Ovar: $r = 0,956$, $p < 0,001$, rechtes Ovar: $r = 0,97$, $p < 0,001$; Katze: linkes Ovar $r = 0,72$, $p < 0,001$, rechtes Ovar: $r = 0,91$, $p = 0,001$). Weiterhin war die Darstellung des Ovars in jeder Zyklusphase möglich. Daraus lässt sich schließen, dass eine Berechnung des Volumens mittels der im Ultraschall gewonnenen Daten zu jedem Zeitpunkt des Zyklusstandes möglich ist.

5.3.4 Ermittlung der caninen und felines Formel

Mit Hilfe des t-Testes konnte gezeigt werden, dass die optimale Formel für die Berechnung des Ovarvolumens der Katzen von der humanmedizinischen Formel abweicht ($p < 0,0001$). Aus unseren gewonnenen Daten ist die optimale Formel zur Berechnung des Ovarvolumens bei der Katze folgende: Volumen = Länge x Breite x

Höhe x 0,4274. Bei der Berechnung des caninen Ovarvolumens konnte mit Hilfe des t-Testes der Faktor 0,5076 und daraus resultierend die Formel: Volumen = Länge x Breite x Höhe x 0,5076 ermittelt werden, wobei hierbei keine statistische Abweichung im Ergebnis zur humanmedizinischen Formel vorhanden war ($p > 0,05$). Grund für die unterschiedlichen Faktoren, kann in der Form der Ovarien zu finden sein. So haben die Ovarien von Hund und Katze eine ovale bis nierenförmige Gestalt, wobei die genaue Form abhängig von der Zyklusphase ist (Fontbonne und Malandain 2006). Bei der Frau dagegen werden die Ovarien als mandelförmig beschrieben (Frick et al., 1992). Die Formel: Länge x Breite x Höhe x 0,523 ist zur Berechnung des Volumens eines Rotationsellipsoids gedacht. Jedoch ist die Form der Ovarien weder beim Hund oder der Katze noch beim Menschen vollständig symmetrisch und ellipsenförmig. Durch die Funktionskörper kann zudem eine unregelmäßige höckerige Oberfläche entstehen (Rosendahl et al., 2010). Auch in der Humanmedizin gibt es aus diesem Grund Ansätze die Formel zu modifizieren (Bozdog et al., 2012).

5.3.5 Größenunterschiede zwischen linken und rechten Ovar

Die absolute Differenz bei dem im Wasserbad ermittelten Volumen lag bei den Katzen bei einem Mittelwert \pm Standardabweichung von $0,04 \pm 0,03 \text{ cm}^3$, wohingegen bei den Hunden in der Berechnung der absoluten Differenz ein Mittelwert \pm Standard-abweichung von $0,1 \pm 0,14 \text{ cm}^3$ vorhanden war. Liegt ein östrogenproduzierender Ovarialtumor vor, kommt es aufgrund der anhaltenden Östrogenproduktion zu einem negativen Effekt der Hypothalamus – Hypophysen – Achse. Dies führt zur Einstellung der Hormonproduktion des gesunden Ovars und zur Ovaratrophy. Auf das neoplastisch entartete Ovar hat der negative Feedback keinen Einfluss (Wehrend, 2010, 2016), wodurch es zu einer Größendifferenz der Ovarien kommt. Eine starke Differenz des Ovarvolumens des linken und rechten Ovars kann somit bereits hinweisend auf eine Ovarerkrankung sein.

5.3.6 Verhältnis der sonographischen Volumenmessung zur tatsächlichen Ovargröße

Die Ergebnisse des Mittelwertvergleiches der abhängigen Stichproben ergaben für den Hund und die Katzen unterschiedliche Ergebnisse. Bei der Katze konnte für die

Ovarien der linken Seite ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Messungen mittels sonographischer Untersuchung und den Ergebnissen des Wasserbads nachgewiesen werden ($p = 0,0079$). Das Ergebnis zeigt, dass die Bestimmung mittels Sonographie größere Volumina erbrachte, als Bestimmung im Wasserbad, welche als Goldstandard betrachtet werden kann.

Für die rechten Ovarien konnte mit Hilfe des Mittelwertvergleiches der abhängigen Stichproben kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,9$).

Für den Hund konnte durch den Mittelwertvergleich mit Hilfe des t-Test für abhängige Stichproben aus den Ergebnissen der sonographischen Untersuchungen und denen des Wasserbads für die linken Ovarien ($p = 0,23$) sowie für die rechten Ovarien ($p = 0,6$) kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden.

Somit zeigt die Volumenberechnung aus den Daten der sonographischen Untersuchung weder für das rechte Ovars der Katze, noch für das linke oder rechte Ovars des Hundes eine Tendenz zur Überschätzung noch zur Unterschätzung des tatsächlichen Volumens, wohingegen die Sonographie des linken Ovars der Katze größere Volumen erbrachte als im Wasserbad. Rosendahl et al. (2010) geben an, dass bei der Frau das tatsächliche Volumen im Wasserbad größer ist also das sonographisch erfasste. Bozdag et al. (2012) dagegen haben in ihre Studie sonographisch kleinere Werte als das tatsächliche humane Ovarvolumen erhalten. Als Grund für diese unterschiedlichen Ergebnisse geben Bozdag et al. (2012) Unterschiede im Versuchsaufbau an. So erfolgt die Sonographie bei Rosendahl et al. (2010) durch drei Untersucher, wo hingegen bei Bozdag et al. (2012) die Sonographie nur durch eine Person durchgeführt wurde. Zudem liegt bei Rosendahl et al. (2010) ein zeitlicher Abstand zwischen der sonographischen Untersuchung und der Volumenmessung im Wasserbad vor, wohingegen bei Bozdag et al. (2012) beide Untersuchungen am selben Tag erfolgt sind. Die in der eigenen Studie festgestellten Unterschiede in den Ergebnissen können nicht durch den Versuchsaufbau erklärt werden, da es kein unterschiedliches Vorgehen für das linke und das rechte Ovar gab. Des Weiteren wurden alle Untersuchungen durch eine Person durchgeführt.

5.3.7 Einfluss der Ovargröße auf die Volumenmessung

Mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse konnte aus den Ergebnissen der sonographischen Untersuchungen und denen des Wasserbads sowohl für das linke als auch für das rechte Ovar der Katze (linkes Ovar: $r = 0,34$, $p = 0,17$; rechtes Ovar: $r = 0,34$, $p = 0,16$) sowie des Hundes (linkes Ovar: $r = 0,2$, $p = 0,4$; rechtes Ovar: $r = 0,33$, $p = 0,16$) kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden. Somit scheint die Größe der Ovarien keinen Einfluss auf das Messergebnis zu haben, weshalb die modifizierten Formeln bei Hunden und Katzen aller Größen angewendet werden können.

6 Zusammenfassung

In der Humanmedizin stellt die Bestimmung des Ovarvolumens mittels Sonographie ein validiertes Verfahren da, welches zur Erkennung von pathologischen Veränderungen sowie in der assistierten Reproduktionsmedizin eingesetzt wird. In der Veterinärmedizin gibt es bislang keine Studien, die sich mit der Berechnung des Ovarvolumens beschäftigen. Die in der Humanmedizin verwendete Formel zur Berechnung des Ovarvolumens lautet $L \times B \times H \times 0,523$. Ziel dieser Arbeit war die Beantwortung folgender Fragen:

- Kann die Größe des Ovars immer mittels Ultraschall vermessen werden?
- Kann zur sonographischen Ovarvolumenbestimmung die Formel aus der Humanmedizin verwendet werden?

Zur Beantwortung dieser Frage wurden bei 20 Hunden sowie 18 Katzen die Länge, die Höhe sowie die Breite der Ovarien mittels Ultraschall in vivo gemessen. Die Tiere wurden kastriert, es erfolgte die Vermessung der Ovarien mittels Maßband, sowie die Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad. Aus den Ergebnissen der sonographischen Messung sowie der Messung mittels Maßband wurde mit Hilfe der humanmedizinischen Formel das Ovarvolumen berechnet. Das berechnete Volumen wurde mit dem im Wasserbad ermittelten Volumen verglichen und statistisch ausgewertet. Des Weiteren erfolgte eine histologische Untersuchung der Ovarien.

Folgende Ergebnisse konnten gewonnen werden:

- Der arithmetische Mittelwert \pm SD der gewonnenen Volumina betrug für die linken Ovarien der Katze $0,14 \pm 0,08 \text{ cm}^3$ (sonographische Messung), $0,09 \pm 0,03 \text{ cm}^3$ (postoperative Messung) und $0,11 \pm 0,06 \text{ cm}^3$ (Wasserbad), sowie $0,15 \pm 0,08 \text{ cm}^3$ (sonographische Messung), $0,12 \pm 0,06 \text{ cm}^3$ (postoperative Messung) und $0,14 \pm 0,06 \text{ cm}^3$ (Wasserbad) für die rechten Ovarien.
- Der arithmetische Mittelwert \pm SD der gewonnenen Volumina betrug für die linken Ovarien des Hundes $0,91 \pm 0,8 \text{ cm}^3$ (sonographische Messung), $0,81 \pm 0,72 \text{ cm}^3$ (postoperative Messung) und $0,86 \pm 0,75 \text{ cm}^3$ (Wasserbad) sowie $0,82 \pm 0,58 \text{ cm}^3$ (sonographische Messung), $0,83 \pm 0,63 \text{ cm}^3$ (postoperative Messung) und $0,84 \pm 0,61 \text{ cm}^3$ (Wasserbad) für die rechten Ovarien.

- Das Auffinden und das Vermessen des Ovars waren sowohl beim Hund als auch bei der Katze in allen Zyklusphasen möglich.
- Das mittels Sonographie errechnete Volumen korrelierte sowohl bei der Katze als auch beim Hund signifikant mit dem im Wasserbad gemessenen Volumen.
- Die Größe der Ovarien hatte keinen Einfluss auf die Berechnung des Volumens.
- Es konnte keine Korrelation zwischen Progesteronwerten und Ovarvolumen nachgewiesen werden.
- Beim Hund konnte eine Korrelation zwischen Körpermasse und Ovarvolumen nachgewiesen werden.
- Die mittels Sonographie gewonnenen Volumina der linken Ovarien der Katze waren tendenziell größer als die mittels Wasserbad gewonnenen Volumina. Dies konnte weder für das rechte Ovar der Katzen, noch für das linke oder das rechte Ovar der Hund nachgewiesen werden.
- Die optimale Formel zur Berechnung des Ovarvolumens mittels sonographischer Vermessung lautet bei der Katze $L \times B \times H \times 0,4274$, wohingegen beim Hund die Formel $L \times B \times H \times 0,5076$ verwendet werden kann.

In der vorliegenden Arbeit konnte gezeigt werden, dass die Berechnung des Ovar-volumens sowohl beim Hund als auch bei der Katze möglich ist. Zur Berechnung des Volumens kann eine modifizierte Formel verwendet werden.

7 Summary

In human medicine, the determination of ovarian volume by means of sonography represents a validated method, which is used to detect pathological changes as well as a biomarker in assisted reproductive medicine. In veterinary medicine there are no studies dealing with the calculation of the ovarian volume yet. The formula for calculating the ovarian volume used in human medicine is $L \times W \times H \times 0.523$. The aim of this work was to answer the following questions:

- Can the size of the ovary be measured correctly using the ultrasound?
- Can the formula from human medicine be used for ultrasonographic ovarian volume determination?

In order to answer this question, the length, the height and the width of the ovaries were measured by ultrasound in 20 dogs and 18 cats. The animals were spayed, the ovaries were measured with a tape measure, and the ovarian volume was determined using a water bath. The ovarian volume was calculated from the results of the sonographic measurement as well as the measurement with a tape measure with the formula used in human medicine. The calculated volume was compared with the volume determined in the water bath and statistically evaluated. In addition, a histological examination of the ovaries was performed. The following results were obtained:

- The arithmetic mean \pm SD of the obtained volumes was $0.14 \pm 0.08 \text{ cm}^3$ (ultrasonographic measurement), $0.09 \pm 0.03 \text{ cm}^3$ (postoperative measurement), and $0.11 \pm 0.06 \text{ cm}^3$ (water bath) for the left ovaries of the cat as well as $0.15 \pm 0.08 \text{ cm}^3$ (ultrasonographic measurement), $0.12 \pm 0.06 \text{ cm}^3$ (postoperative measurement), and $0.14 \pm 0.06 \text{ cm}^3$ (water bath) for the right ovaries.
- The arithmetic mean \pm SD of the obtained volumes was $0.91 \pm 0.8 \text{ cm}^3$ (ultrasonographic measurement), $0.81 \pm 0.72 \text{ cm}^3$ (postoperative measurement), and $0.86 \pm 0.75 \text{ cm}^3$ (water bath) for the left ovaries of the dog as well as $0.82 \pm 0.58 \text{ cm}^3$ (ultrasonographic measurement), $0.83 \pm 0.63 \text{ cm}^3$ (postoperative measurement) and $0.84 \pm 0.61 \text{ cm}^3$ (water bath) for the right ovaries.

- The detection and measurement of the ovary was possible in both the dog and the cat in all cycle phases.
- The volume calculated with the results of the ultrasonography correlated significantly with the volume measured in the water bath both in the cat and in the dog.
- The size of the ovaries had no influence on the calculation of the volume.
- There was no correlation between progesterone levels and ovarian volume.
- In the dog, a correlation between body mass and ovarian size could be detected.
- The volumes of the left ovaries in the cat obtained with the results of the ultrasound tended to be larger than the volumes obtained by means of a water bath. This could be demonstrated neither for the right ovary of the cats, nor for the left or the right ovary of the dogs.
- The optimal formula for the calculation of the ovarian volume using ultrasonographic measurement in the cat is: $L \times W \times H \times 0.4274$, whereas in the dog the formula: $L \times W \times H \times 0.5076$ can be used.

In the present work, it was shown that the calculation of the ovarian volume is possible both in the dog and in the cat. A modified formula can be used to calculate the volume.

8 Literaturverzeichnis

Arbeiter K, Dobretsberger M, Palme R, Lorin D (1990)

Die Progesteronbestimmung im Blut - ein Verfahren zur Präzisierung der Deckzeit bei der Hündin.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift (77): S. 190–192.

Banks DH, Stabenfeldt GH (1982)

Luteinizing hormone release in the cat in response to coitus on consecutive days of estrus.

Biology of Reproduction 26 (4): S. 603–611.

Banks DR, Paape SR, Stabenfeldt GH (1983)

Prolactin in the cat: I. Pseudopregnancy, pregnancy and lactation.

Biology of Reproduction 28 (4): S. 923–932.

Barbosa CC, Souza MB, Scalercio S, Silva F, Dominigues S, Silva LD (2013)

Ovarian and uterine periovulatory Doppler ultrasonography in bitches.

Pesquisa Veterinária Brasileira 33 (9): S. 1144–1150.

Bergeron LH, Nykamp SG, Brisson BA, Madan P, Gartley CJ (2013)

An evaluation of B-mode and color Doppler ultrasonography for detecting periovulatory events in the bitch.

Theriogenology 79 (2): S. 274–283.

Bigliardi E, Parmigiani E, Cavirani S, Luppi A, Bonati L, Corradi A (2004)

Ultrasonography and Cystic Hyperplasia–Pyometra Complex in the Bitch.

Reproduction in Domestic Animals 39 (3): S. 136–140.

Bouchard G, Youngquist RS, Vaillancourt D, Krause GF, Guay P, Paradis M (1991)

Seasonality and variability of the interestrous interval in the bitch.

Theriogenology 36 (1): S. 41–50.

Boyd JS, Renton JP, Harvey MJ, Nickson DA, Eckersall PD, Ferguson JM (1993)

Problems associated with ultrasonography of the canine ovary around the time of ovulation.

Journal of Reproduction and Fertility 47 Supplement: S. 101–105.

Bozdog G, Salman MC, Mumusoglu S, Yapici Z, Gunalp S (2012)

Is ovarian volume estimation reliable when compared with true volume?

American journal of obstetrics and gynecology 206 (1): S. 44.e1-4.

Chakraborty PK (1987)

Reproductive hormone concentrations during estrus, pregnancy, and pseudopregnancy in the Labrador bitch.

Theriogenology 27 (6): S. 827–840.

Chakraborty PK, Panko WB, Fletcher WS (1980)

Serum hormone concentrations and their relationships to sexual behavior at the first and second estrous cycles of the Labrador bitch.

Biology of Reproduction 22 (2): S. 227–232.

Chen Y, Yang D, Li L, Chen X (2008)

The role of ovarian volume as a diagnostic criterion for Chinese adolescents with polycystic ovary syndrome.

Journal of pediatric and adolescent gynecology 21 (6): S. 347–350.

Christie DW, Bell ET (1972)

Studies on canine reproductive behaviour during the normal oestrous cycle.

Animal Behaviour 20 (4): S. 621–631.

Concannon PW (2009)

Endocrinologic control of normal canine ovarian function.

Reproduction in Domestic Animals 44 Supplement 2: S. 3–15.

Concannon PW (2011)

Reproductive cycles of the domestic bitch.

Animal Reproduction Science 124 (3): S. 200–210.

Concannon PW, Hansel W, Mcentee K (1977)

Changes in LH, Progesterone and Sexual Behavior Associated with Preovulatory Luteinization in the Bitch.

Biology of Reproduction 17 (4): S. 604–613.

Concannon PW, Hansel W, Vissek WJ (1975)

The Ovarian Cycle of the Bitch: Plasma Estrogen, LH and Progesterone.

Biology of Reproduction 13 (1): S. 112–121.

Concannon PW, Hodgson B, Lein D (1980)

Reflex LH release in estrous cats following single and multiple copulations.

Biology of Reproduction 23 (1): S. 111–117.

Concannon PW, Lein DH, Hodgson BG (1989a)

Self-limiting reflex luteinizing hormone release and sexual behavior during extended periods of unrestricted copulatory activity in estrous domestic cats.

Biology of Reproduction 40 (6): S. 1179–1187.

Concannon PW, McCann JP, Temple M (1989b)

Biology and endocrinology of ovulation, pregnancy and parturition in the dog.

Journal of reproduction and fertility. Supplement 39: S. 3–25.

da Silva TF, da Silva LD, Uchoa DC, Monteiro CL, de Aguiar Thomaz L (2006)

Sexual characteristics of domestic queens kept in a natural equatorial photoperiod.

Theriogenology 66 (6-7): S. 1476–1481.

Davidson AP, Baker TW (2009)

Reproductive ultrasound of the bitch and queen.

Topics in companion animal medicine 24 (2): S. 55–63.

de Gier J, Beijerink NJ, Kooistra HS, Okkens AC (2008)

Physiology of the canine anoestrus and methods for manipulation of its length.

Reproduction in Domestic Animals 43 Supplement 2: S. 157–164.

de Gier J, Kooistra HS, Djajadiningrat-Laanen SC, Dieleman SJ, Okkens AC (2006)

Temporal relations between plasma concentrations of luteinizing hormone, follicle-stimulating hormone, estradiol-17 β , progesterone, prolactin, and α -melanocyte-stimulating hormone during the follicular, ovulatory, and early luteal phase in the bitch.

Theriogenology 65 (7): S. 1346–1359.

de Priest PD, Gallion HH, Pavlik EJ, Kryscio RJ, van Nagell JR (1997)

Transvaginal sonography as a screening method for the detection of early ovarian cancer.

Gynecologic oncology 65 (3): S. 408–414.

Dixon WJ (1993)

BMPD Statistical Software Manual, Volume 1 and 2.

University of California Press, Berkeley, Los Angeles, London.

Eker K, Salalmanogu R, Kaya D (2004)

Ultrasonographic Detection of Bitch's Ovaries that were in Different Phases of Cycles and Comparison Between Ultrasonographic Measurement (In-Vivo) and Compas Measurement (In-Vitro) Taken After Ovariohysterectomy.

World small animal veterinary association world congress proceedings.

Eker K, Salmanou MR (2006)

Ultrasonographic Monitoring of Follicular Development, Ovulation and Corpora lutea Formation in a Bitch.

Turkish Journal of Veterinary and Animal Science (30): S. 589–592.

England GC, Allen WE (1989a)

Real-time ultrasonic imaging of the ovary and uterus of the dog.

Journal of Reproduction and Fertility 39 Supplement: S. 91–100.

England GC, Allen WE (1989b)

Ultrasonographic and histological appearance of the canine ovary.

Veterinary Record 125 (22): S. 555–556.

England GC, Yeager AE (1993)

Ultrasonographic appearance of the ovary and uterus of the bitch during oestrus, ovulation and early pregnancy.

Journal of Reproduction and Fertility 47 Supplement: S. 107–117.

England GCW, Russo M, Freeman SL (2009)

Follicular dynamics, ovulation and conception rates in bitches.

Reproduction in Domestic Animals 44 Supplement 2: S. 53–58.

Erdem M, Erdem A, Biberoglu K, Arslan M (2003)

Age-related changes in ovarian volume, antral follicle counts and basal follicle stimulating hormone levels: comparison between fertile and infertile women.

Gynecological endocrinology 17 (3): S. 199–205.

Faya M, Carranza A, Priotto M, Abeya M, Diaz JD, Gobello C (2011)

Domestic queens under natural temperate photoperiod do not manifest seasonal anestrus.

Animal Reproduction Science 129 (1-2): S. 78–81.

Feldman EC, Nelson RW (Hrsg.) (2003)

Feline Reproduction. In: Feldmann EC, Nelson RW (Hrsg.), Canine and Feline Endocrinology and Reproduction. Saunders, Philadelphia. S: 1016-1026.

Fontbonne A, Malandain E (2006)

Ovarian Ultrasonography and Follow-up of Estrus in the Bitch and Queen.

Waltham Focus 16 (2): S. 22–29.

Frick H, Leonhard H, Starck D (1992)

Innere weibliche Geschlechtsorgane. In: Frick H, Leonhard H, Starck D (Hrsg.), Spezielle Anatomie II, Eingeweide - Nervensystem-Systematik der Muskeln und Leitungsbahnen. Georg Thieme Verlag, 4. Aufl., Stuttgart. S.270.

Fuller JL (1956)

Photoperiodic control of estrus in the basenji.

Journal of Heredity 47 (4): S. 179–180.

Gatel L, Gory G, Chalvet-Monfray K, Saunders JH, Rault DN (2016)

Intra- and inter-observer variability in ultrasonographical measurements of the uterus and ovaries in healthy, non-pregnant queens.

Journal of feline medicine and surgery 18 (2): S. 110–117.

Glover TE, Watson PF, Bonney RC (1985)

Observations on variability in LH release and fertility during oestrus in the domestic cat (*Felis catus*).

Journal of Reproduction and Fertility 75 (1): S. 145–152.

Goswamy RK, Campbell S, Royston JP, Bhan V, Battersby RH, Hall VJ, Whitehead MI, Collins WP (1988)

Ovarian size in postmenopausal women.

British journal of obstetrics and gynaecology 95 (8): S. 795–801.

Gouletsou PG, Galatos AD, Leontides LS (2008)

Comparison between ultrasonographic and caliper measurements of testicular volume in the dog.

Animal Reproduction Science 108 (1-2): S. 1–12.

Groppetti D, Aralla M, Bronzo V, Bosi G, Pecile A, Arrighi S (2015)

Perioovulatory time in the bitch: what's new to know?: Comparison between ovarian histology and clinical features.

Animal Reproduction Science 152: S. 108–116.

Gudermuth DF, Newton L, Daels P, Concannon P (1997)

Incidence of spontaneous ovulation in young, group-housed cats based on serum and faecal concentrations of progesterone.

Journal of Reproduction and Fertility 51 Supplement: S. 177–184.

Günzel AR, Klug-Simon C, Peukert-Adam I (1985)

Zum Fortpflanzungsgeschehen der Katze-korrespondierende ovarielle und vaginalzytologische Befunde.

Der praktische Tierarzt (9): S. 727–734.

Günzel AR, Koivisto P (1984)

Aktuelles zum Sexualzyklus der Hündin - diagnostische Möglichkeiten durch vaginalzytologische Untersuchungen mittels Testsimplets.

Der praktische Tierarzt (65): S. 161–172.

Günzel-Apel AR, Beste N, Nottorf S, Eschricht F, Hoppen HO, Dieleman S, Einspanier A (2009)

Comparison of selected endocrine parameters during luteal phase and pregnancy in German Shepherd dogs and Beagles.

Reproduction in Domestic Animals 44 Supplement 2: S. 59–64.

Günzel-Apel AR, Kawauchi R, Nautrup CP, Hedrich HJ (1998)

Sonographic presentation of the physiologic ovarian function in the anovulatory and pseudopregnant cycle of the cat.

Tierärztliche Praxis 26 (4): S. 275–283.

Hase M, Hori T, Kawakami E, Tsutsui T (2000)

Plasma LH and progesterone levels before and after ovulation and observation of ovarian follicles by ultrasonographic diagnosis system in dogs.

The Journal of veterinary medical science / the Japanese Society of Veterinary Science 62 (3): S. 243–248.

Hayashi M, Hariya M, Kayano M, Suzuki H (2015)

Distribution of follicles in canine ovary - A simple and rapid method for counting follicles.

Cryobiology 71 (3): S. 514–517.

Hayer P (1991)

Untersuchungen zur sonographischen Darstellbarkeit der Follikelreifung, Ovulation und Gelbkörperanbildung beim Hund. Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation.

Hayer P, Günzel-Apel AR, Luerssen D, Hoppen HO (1993)

Ultrasonographic monitoring of follicular development, ovulation and the early luteal phase in the bitch.

Journal of reproduction and fertility. Supplement 47: S. 93–100.

Heape W (1900)

The "Sexual Season" of Mammals and the Relation of the "Pro-oestrus" to Menstruation.

The Quarterly Journal of Microscopical Science (44): S. 1–70.

Hoffmann B, Hoveler R, Hasan SH, Failing K (1992)

Ovarian and pituitary function in dogs after hysterectomy.

Journal of Reproduction and Fertility 96 (2): S. 837–845.

Hoffmann B, Kyrein HJ, Ender ML (1973)

An efficient procedure for the determination of progesterone by radioimmunoassay applied to bovine peripheral plasma.

Hormone research 4 (5): S. 302–310.

Hurni H (1981)

Daylength and breeding in the domestic cat.

Laboratory Animals 15 (3): S. 229–233.

Jeffcoate IA, Lindsay FE (1989)

Ovulation detection and timing of insemination based on hormone concentrations, vaginal cytology and the endoscopic appearance of the vagina in domestic bitches.

Journal of reproduction and fertility. Supplement 39: S. 277–287.

Jöchle W, Andersen AC (1977)

The estrous cycle in the dog: a review.

Theriogenology 7 (3): S. 113–140.

Johnson LM, Gay VL (1981)

Luteinizing hormone in the cat. II. Mating-induced secretion.

Endocrinology 109 (1): S. 247–252.

Johnston SD, Root Kustritz M, Olson PS (Hrsg.) (2001)

The Feline Estrous Cycle. In: Johnston SD, Root Kustritz MV, Olson PS (Hrsg).

Canine and Feline Theriogenology. Saunders, Philadelphia. S:396–403.

Kelsey TW, Dodwell SK, Wilkinson AG, Greve T, Andersen CY, Anderson RA, Wallace WH (2013)

Ovarian volume throughout life: a validated normative model.
PloS one 8 (9): S. e71465.

Kutzler MA (2005)

Induction and synchronization of estrus in dogs.
Theriogenology 64 (3): S. 766–775.

Lass A, Brinsden P (1999)

The role of ovarian volume in reproductive medicine.
Human reproduction update 5 (3): S. 256–266.

Lass A, Skull J, McVeigh E, Margara R, Winston RM (1997)

Measurement of ovarian volume by transvaginal sonography before ovulation induction with human menopausal gonadotrophin for in-vitro fertilization can predict poor response.
Human Reproduction 12 (2): S. 294–297.

Lévy X, Fontbonne A (2007)

Determining the optimal time of mating in bitches: particularities. Determinação do tempo ideal para cobertura de cadela s: particularidades.
Revista Brasileira Reproducao Animal, Belo Horizonte 31 (1): S. 128–134.

Leyva H, Addiego L, Stabenfeldt GH (1984)

The effect of different photoperiods on plasma concentrations of melatonin, prolactin, and cortisol in the domestic cat.
Endocrinology 115 (5): S. 1729–1736.

Little S (2011)

Feline reproduction: Problems and clinical challenges.
Journal of Feline Medicine & Surgery 13 (7): S. 508–515.

Lujan ME, Jarrett BY, Brooks ED, Reines JK, Peppin AK, Muhn N, Haider E, Pierson RA, Chizen DR (2013)

Updated ultrasound criteria for polycystic ovary syndrome: reliable thresholds for elevated follicle population and ovarian volume.

Human Reproduction 28 (5): S. 1361–1368.

Malandain E, Rault D, Froment E, Baudon S, Desquilbet L, Begon D, Chastant-Maillard S (2011)

Follicular growth monitoring in the female cat during estrus.

Theriogenology 76 (7): S. 1337–1346.

Mellin TN, Orczyk GP, Hichens M, Behrman HR (1976)

Serum profiles of luteinizing hormone, progesterone and total estrogens during the canine estrous cycle.

Theriogenology 5 (4): S. 175–187.

Michael RP (1961)

Observation upon the sexual behavior of the domestic cat (*Felis catus* L.) under laboratory conditions.

Behaviour 18 (1-2): S. 1–24.

Mills JN, Valli VE, Lumsden JH (1979)

Cyclical changes of vaginal cytology in the cat.

The Canadian veterinary journal 20 (4): S. 95–101.

Moxon R, Batty H, Irons G, England, G. C. W. (2012)

Periovarian changes in the endoscopic appearance of the reproductive tract and teasing behavior in the bitch.

Theriogenology 78 (9): S. 1907–1916.

Mshelia GD, Amin JD, Chaudhari S (2001)

Oestrus detection in the nigerian mongrel bitch: application of vaginal cytology.

Pakistan Veterinary Journal.

Mutembei HM, Mutiga ER, Tsuma VT (2000)

A retrospective study on some reproductive parameters of German shepherd bitches in Kenya.

Journal of the South African Veterinary Association 71 (2): S. 115–117.

Olson PN, Bowen RA, Behrendt MD, Olson JD, Nett TM (1982)

Concentrations of reproductive hormones in canine serum throughout late anestrus, proestrus and estrus.

Biology of Reproduction 27 (5): S. 1196–1206.

Onclin K, Murphy B, Verstegen JP (2002)

Comparisons of estradiol, LH and FSH patterns in pregnant and nonpregnant beagle bitches.

Theriogenology 57 (8): S. 1957–1972.

Paape SR, Shille VM, Seto H, Stabenfeldt GH (1975)

Luteal activity in the pseudopregnant cat.

Biology of Reproduction 13 (4): S. 470–474.

Patnaik AK, Greenlee PG (1987)

Canine Ovarian Neoplasms: A Clinicopathologic Study of 71 Cases, Including Histology of 12 Granulosa Cell Tumors.

Veterinary Pathology Online 24 (6): S. 509–514.

Pavlik EJ, de Priest PD, Gallion HH, Ueland FR, Reedy MB, Kryscio RJ, van Nagell JR (2000)

Ovarian volume related to age.

Gynecologic oncology 77 (3): S. 410–412.

Phemister RD, Holst PA, Spano JS, Hopwood ML (1973)

Time of Ovulation in the Beagle Bitch.

Biology of Reproduction 8 (1): S. 74–82.

Povey RC (1978)

Reproduction in the pedigree female cat. A survey of breeders.

The Canadian veterinary journal 19 (8): S. 207–213.

Reddy K, Raju KG, Rao KS, Rao K (2011)

Vaginal cytology, vaginoscopy and progesterone profile: breeding tools in bitches.
Iraqi Journal of Veterinary Sciences 25 (2): S. 51–54.

Renton JP, Boyd JS, Harvey MJ, Ferguson JM, Nickson DA, Eckersall PD (1992)

Comparison of endocrine changes and ultrasound as means of identifying ovulation in the bitch.
Research in Veterinary Science 53 (1): S. 74–79.

Rivkees SA, Hall DA, Boepple PA, Crawford JD (1987)

Accuracy and reproducibility of clinical measures of testicular volume.
The Journal of pediatrics 110 (6): S. 914–917.

Root Kustritz M (2005)

Reproductive behavior of small animals.
Theriogenology 64 (3): S. 734–746.

Rosendahl M, Ernst E, Rasmussen PE, Andersen CY (2010)

True ovarian volume is underestimated by two-dimensional transvaginal ultrasound measurement.
Fertility and sterility 93 (3): S. 995–998.

Sakamoto H, Saito K, Oohta M, Inoue K, Ogawa Y, Yoshida H (2007)

Testicular volume measurement: comparison of ultrasonography, orchidometry, and water displacement.
Urology 69 (1): S. 152–157.

Schmidt PM, Chakraborty PK, Wildt DE (1983)

Ovarian activity, circulating hormones and sexual behavior in the cat. II.
Relationships during pregnancy, parturition, lactation and the postpartum estrus.
Biology of Reproduction 28 (3): S. 657–671.

Sharara FI, McClamrock HD (1999)

The effect of aging on ovarian volume measurements in infertile women.
Obstetrics and gynecology 94 (1): S. 57–60.

Shille VM, Lundström KE, Stabenfeldt GH (1979)

Follicular Function in the Domestic Cat as Determined by Estradiol-17 β Concentrations in Plasma: Relation to Estrous Behavior and Cornification of Exfoliated Vaginal Epithelium.

Biology of Reproduction 21 (4): S. 953–963.

Shille VM, Munrot C, Farmer SW, Papkoff H, Stabenfeldt GH (1983)

Ovarian and endocrine responses in the cat after coitus.

Journal of Reproduction and Fertility 69 (1): S. 29–39.

Shille VM, Stabenfeldt GH (1979)

Luteal function in the domestic cat during pseudopregnancy and after treatment with prostaglandin F2 alpha.

Biology of Reproduction 21 (5): S. 1217–1223.

Silva LD, Onclin K, Verstegen JP (1996)

Assessment of ovarian changes around ovulation in bitches by ultrasonography, laparoscopy and hormonal assays.

Veterinary Radiology & Ultrasound 37 (4): S. 313–320.

Strasser H, Brunk R, Baeder C (1971)

Untersuchung zum Sexualzyklus der Katze.

Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 84 (13): S. 253–254.

Su HI, Sammel MD, Freeman EW, Lin H, DeBlasis T, Gracia CR (2008)

Body size affects measures of ovarian reserve in late reproductive age women.

Menopause 15 (5): S. 857–861.

Syrop CH, Dawson JD, Husman KJ, Sparks AE, Van Voorhis BJ (1999)

Ovarian volume may predict assisted reproductive outcomes better than follicle stimulating hormone concentration on day 3.

Human Reproduction 14 (7): S. 1752–1756.

Tammer I, Blendinger K, Sobiraj A, Bostedt H (1994)

Über den Einsatz der exfoliativen Vaginalzytologie im Rahmen der gynäkologischen Befunderhebung bei der Hündin.

Tierärztliche Praxis (22): S. 199–207.

Tsutsui T, Nakagawa K, Hirano T, Nagakubo K, Shinomiya M, Yamamoto K, Hori T (2004)

Breeding season in female cats acclimated under a natural photoperiod and interval until puberty.

Journal of Veterinary Medical Science 66 (9): S. 1129–1132.

Tsutsui T, Stabenfeldt GH (1993)

Biology of ovarian cycles, pregnancy and pseudopregnancy in the domestic cat.

Journal of reproduction and fertility. Supplement 47: S. 29–35.

Ueland FR, Depriest PD, Desimone CP, Pavlik EJ, Lele SM, Kryscio RJ, van Nagell JR (2005)

The accuracy of examination under anesthesia and transvaginal sonography in evaluating ovarian size.

Gynecologic oncology 99 (2): S. 400–403.

Verhage HG, Beamer NB, Brenner RM (1976)

Plasma levels of estradiol and progesterone in the cat during polyestrus, pregnancy and pseudopregnancy.

Biology of Reproduction 14 (5): S. 579–585.

Wehrend A (2010)

Die verlängerte Läufigkeit. In: Wehrend A (Hrsg.), Leitsymptome Gynäkologie und Geburtshilfe beim Hund. Diagnostischer Leitfaden und Therapie. Enke Verlag, Stuttgart. S. 145-151.

Wehrend A (2016)

Störung der Ovarfunktion. In: Günzel-Apel AR, Bostedt H (Hrsg.).

Reproduktionsmedizin und Neonatologie, 2. Aufl., Schattauer, Stuttgart. S. 97–102.

Wehrend A, von Plato K, Goericke-Pesch S (2013)

Die exfoliative Vaginalzytologie bei der Hündin - Indikationen, Durchführung, Interpretation.

Tierärztliche Praxis (41 (K)): S. 267–274.

Wildt DE, Chakraborty PK, Panko WB, Seager SW (1978a)

Relationship of Reproductive Behavior, Serum Luteinizing Hormone and Time of Ovulation in the Bitch.

Biology of Reproduction 18 (4): S. 561–570.

Wildt DE, Chan SY, Seager SW, Chakraborty PK (1981a)

Ovarian activity, circulating hormones, and sexual behavior in the cat. I.

Relationships during the coitus-induced luteal phase and the estrous period without mating.

Biology of Reproduction 25 (1): S. 15–28.

Wildt DE, Guthrie CS, Seager SW (1978b)

Ovarian and behavioral cyclicity of the laboratory maintained cat.

Hormones and Behavior 10 (3): S. 251–257.

Wildt DE, Panko WB, Chakraborty PK, Seager SW (1979)

Relationship of serum estrone, estradiol-17beta and progesterone to LH, sexual behavior and time of ovulation in the bitch.

Biology of Reproduction 20 (3): S. 648–658.

Wildt DE, Seager SW, Chakraborty PK (1980)

Effect of copulatory stimuli on incidence of ovulation and on serum luteinizing hormone in the cat.

Endocrinology 107 (4): S. 1212–1217.

Wildt DE, Seager SW, Chakraborty PK (1981b)

Behavioral, Ovarian and Endocrine Relationships in the Pubertal Bitch.

Journal of Animal Science 53 (1): S. 182–191.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	Messung eines caninen Ovars in longitudinaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Länge sowie der Höhe.	31
Abbildung 2:	Messung eines caninen Ovars in transversaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Breite.....	31
Abbildung 3:	Vermessung eines feline Ovars in longitudinaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Länge sowie der Höhe.	32
Abbildung 4:	Vermessung eines feline Ovars in transversaler Richtung mittels integrierter Messfunktion des Ultraschallgeräts zur Ermittlung der Breite.....	33
Abbildung 5:	Postoperative Messung der Länge eines Katzenovars.	36
Abbildung 6:	Messung des Ovarvolumen einer Katze mittels Bürette.....	37
Abbildung 7:	Darstellung der einzelnen Untersuchung im Rahmen der vorliegenden Dissertation.....	40
Abbildung 8:	Gewichtsverteilung der Katzen.....	43
Abbildung 9:	Gewichtsverteilung der Hunde	44
Abbildung 10:	Verteilung der Zyklusphasen der Katzen.....	45
Abbildung 11:	Verteilung der Zyklusphasen der Hunde.	46
Abbildung 12:	Ergebnisse der sonographischen Messungen der linken Ovarien bei der Katze.....	48
Abbildung 13:	Ergebnisse der sonographischen Messungen der rechten Ovarien bei der Katze.	48
Abbildung 14:	Ergebnisse der sonographischen Messungen der linken Ovarien beim Hund.....	50
Abbildung 15:	Ergebnisse der sonographischen Messungen der rechten Ovarien beim Hund.....	50
Abbildung 16:	Ergebnisse der postoperativen Messung der linken Ovarien bei der Katze.....	52
Abbildung 17:	Ergebnisse der postoperativen Messungen der rechten Ovarien bei der Katze.....	52

Abbildung 18:	Ergebnisse der postoperativen Messungen der linken Ovarien bei der Hündin.....	54
Abbildung 19:	Ergebnisse der postoperativen Messung der rechten Ovarien bei der Hündin.....	54
Abbildung 20:	Mittelwerte \pm Standardabweichung der gewonnenen Ovar-Volumina im Vergleich bei der Katze.	56
Abbildung 21:	Die Mittelwerte \pm Standardabweichung der gewonnenen Volumina im Vergleich.	57
Abbildung 22:	Histologisches Präparat eines Katzenovars im Metöstrus (HE-Färbung, 10-fache Vergrößerung).....	58
Abbildung 23:	Histologisches Präparat eines Katzenovars im Anöstrus (HE Färbung, 20-fache Vergrößerung).....	59
Abbildung 24:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie bei der Katze.....	61
Abbildung 25:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie bei der Katze.....	62
Abbildung 26:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen bei der Katze.....	63
Abbildung 27:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen bei der Katze.....	64
Abbildung 28:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien und der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad bei der Katze.....	65
Abbildung 29:	Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie beim Hund.....	68
Abbildung 30:	Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels Sonographie beim Hund.....	69

Abbildung 31: Korrelation der Volumina der linken Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen beim Hund.....	70
Abbildung 32: Korrelation der Volumina der rechten Ovarien gemessen im Wasserbad mit den Volumina ermittelt mittels postoperativen Vermessungen beim Hund.....	71
Abbildung 33: Korrelation der Volumina der linken und rechten Ovarien gemessen im Wasserbad beim Hund.....	72
Abbildung 34: Korrelation der durchschnittlichen Ovarvolumina und den Körpermassen.....	74
Abbildung 35: Korrelation der maximalen Volumina mit den Körpermassen.....	74

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Hormonwerte im peripheren Blut von Katzen in den verschiedenen Zyklusphasen	10
Tabelle 2:	Hormonwerte im peripheren Blut von Hündinnen in den verschiedenen Zyklusphasen	22
Tabelle 3:	Progesteronwerte	109
Tabelle 4:	Zyklusphasen der Katzen	110
Tabelle 5:	Ergebnisse der exfoliative Vaginalzytologien und Progesteronwerte	111
Tabelle 6:	Zyklusphasen des Hundes	112
Tabelle 7:	Messung der linken Ovarien mittels Ultraschall bei der Katze	113
Tabelle 8:	Messung der rechten Ovarien mittels Ultraschall bei der Katze	114
Tabelle 9:	Messung der linken Ovarien mittels Ultraschall beim Hund	115
Tabelle 10:	Messung der rechten Ovarien mittels Ultraschall beim Hund	116
Tabelle 11:	Postoperative Messung der linken Ovarien bei der Katze	117
Tabelle 12:	Postoperative Vermessung der rechten Ovarien bei der Katze	118
Tabelle 13:	Postoperative Vermessung der linken Ovarien beim Hund	119
Tabelle 14:	Postoperative Vermessung der rechten Ovarien beim Hund	120
Tabelle 15:	Berechnung des Volumens der felines Ovarien mittels Ultraschall	121
Tabelle 16:	Berechnung des Volumens der caninen Ovarien mittels Ultraschall	122
Tabelle 17:	Berechnung des Volumens der felines Ovarien mittels der postoperativ gewonnenen Daten	123
Tabelle 18:	Berechnung des Volumens der caninen Ovarien mittels der postoperativ gewonnenen Daten	124
Tabelle 19:	Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad bei der Katze ...	125
Tabelle 20:	Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad beim Hund	126

Anhang

Anhang 1 Zyklusdiagnostik der Katze

Tabelle 3. Progesteronwerte

Katze Nr.	ng/ml
2	0,91
8	< 0,1
9	0,25
14	0,51
16	0,20
18	0,15
19	0,25
21	0,43
23	0,29
24	19,41
25	0,66
26	19,41
27	0,54
28	0,13
29	0,31
30	0,60
31	0,51
32	19,54

Tabelle 4. Zyklusphasen der Katzen

Katze Nr.	Zyklusstand
2	Hormonelle Ruhe
8	Hormonelle Ruhe
9	Hormonelle Ruhe
14	Hormonelle Ruhe
16	Hormonelle Ruhe
18	Hormonelle Ruhe
19	Hormonelle Ruhe
21	Follikelphase
23	Hormonelle Ruhe
24	Lutealphase
25	Follikelphase
26	Lutealphase
27	Hormonelle Ruhe
28	Hormonelle Ruhe
29	Hormonelle Ruhe
30	Hormonelle Ruhe
31	Hormonelle Ruhe
32	Lutealphase

Anhang 2 Zyklusdiagnostik des Hundes

Tabelle 5: Ergebnisse der exfoliative Vaginalzytologien und Progesteronwerte

Tier Nr.	Exfoliative Vaginalzytologie	Vaginoskopie	Progesteron ng/ml
2	Basalzellen ++, Parabasalzellen++	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	< 0,1
3	Basalzellen +, Parabasalzellen +, Intermediärzellen +	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	2,40
5	Parabasalzellen +, Basalzellen +	feucht, rosa, glatt	0,96
6	Parabasalzellen +, Neutrophile Granulozyten (+)	feucht, rosa, glatt	0,16
7	Parabasalzellen ++, kleine Intermediärzellen +	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	1,81
9	Parabasalzellen ++, Intermediärzellen ++, Neutrophile Granulozyten +	feucht, rosa, mittelgradige Fältelung	12,28
10	Parabasalzellen +, Zelldetritus	feucht, rosa, ohne Fältelung	0,5
11	Parabasalzellen +, Intermediärzellen ++, Neutros +	feucht, rosa, Längsfältelung	14,99
12	Parabasalzellen ++, Intermediärzellen+, Neutros +	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	5,95
13	Parabasalzellen ++, Intermediärzellen +	feucht, rosa, keine Fältelung	1,54
14	Intermediärzellen ++, Neutrophile Granulozyten ++	feucht, rosa, Längs- und Quersfältelung	15,84
15	Basalzellen +, Neutrophile Granulozyten +	feucht, rosa, keine Fältelung	1,49
16	Intermediärzellen ++, Neutrophile Granulozyten +	feucht, rosa, Längsfältelung	1,96
18	Parabasalzellen +	feucht, rosa, glatt	0,46
20	Parabasalzellen +	feucht, rosa, glatt	< 0,1
21	Intermediärzellen ++, Neutrophile Granulozyten ++	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	46,87
22	Parabasalzellen ++, Intermediärzellen (+)	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	1,59
23	Parabasalzellen +	feucht, rosa, ggr. Längsfältelung	0,14
24	Intermediärzellen ++,	feucht, rosa, Längsfältelung, mgr. Quersfältelung	1,45
25	Intermediärzellen ++, Superficialzellen ++	feucht, rosa, mgr. Längsfältelung	3,79

Tabelle 6: Zyklusphasen des Hundes

Tier Nr.	Zyklusphase
2	Anöstrus
3	Metöstrus
5	Anöstrus
6	Anöstrus
7	Metöstrus
9	Metöstrus
10	Anöstrus
11	Metöstrus
12	Metöstrus
13	Metöstrus
14	Metöstrus
15	Metöstrus
16	Metöstrus
18	Anöstrus
20	Anöstrus
21	Metöstrus
22	Metöstrus
23	Anöstrus
24	Ovarialzysten
25	Ovarialzysten

Anhang 3 Vermessung der Ovarien

Anhang 3.1 Vermessung der Ovarien mittels Ultraschall

Tabelle 7: Messung der linken Ovarien mittels Ultraschall bei der Katze

Tier Nr.	Ovarien links Sonographie (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	0,81	0,5	0,56
8	0,83	0,43	0,6
9	0,7	0,4	0,5
14	0,85	0,36	0,64
16	0,79	0,48	0,66
18	0,88	0,4	0,68
19	0,88	0,41	0,5
21	1,24	0,65	0,96
23	0,96	0,46	0,69
24	0,71	0,6	0,66
25	0,81	0,36	0,62
26	1,07	0,55	0,64
27	0,87	0,64	0,55
28	0,77	0,39	0,62
29	0,75	0,4	0,71
30	0,83	0,51	0,53
31	0,75	0,41	0,45
32	1,14	0,55	0,65
Mittelwert (± SD)	0,84 ± 0,18	0,47 ± 0,09	0,62 ± 0,11

Tabelle 8: Messung der rechten Ovarien mittels Ultraschall bei der Katze

Tier Nr.	Ovarien rechts Sonographie (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	1,14	0,48	0,71
8	0	0,41	0,62
9	0,8	0,5	0,52
14	0,72	0,43	0,27
16	0,9	0,52	0,59
18	0,82	0,49	0,51
19	0,92	0,34	0,47
21	1,06	0,7	0,86
23	0,81	0,46	0,54
24	0,95	0,69	0,88
25	0,84	0,51	0,58
26	0,89	0,49	0,91
27	0,96	0,39	0,55
28	0,86	0,43	0,67
29	0,97	0,4	0,71
30	0,75	0,48	0,49
31	0,86	0,47	0,49
32	1,3	0,54	0,64
Mittelwert (± SD)	0,86 ± 0,25	0,48 ± 0,089	0,61 ± 0,16

Tabelle 9: Messung der linken Ovarien mittels Ultraschall beim Hund

Tier Nr.	Ovarien links Sonographie (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	1,15	0,73	0,71
3	0,81	0,35	0,46
5	1,35	0,46	1,37
6	1,19	0,96	: 0,9
7	1,31	0,72	1,27
9	1,87	1,36	1,39
10	1,32	0,75	0,94
11	1,46	1,02	1,19
12	1,53	1,04	1,62
13	0,94	0,4	0,6
14	1,27	0,74	1,54
15	1,23	0,57	0,67
16	1,13	0,53	1,31
18	1,56	0,71	0,85
20	1,87	1,91	0,9
21	2,38	0,75	1,81
22	1,25	0,81	1,15
23	1,5	0,76	1,7
24	1,42	0,89	2,03
25	2,5	1,47	1,79
Mittelwert (± SD)	1,45 ± 0,41	0,85 ± 0,37	1,21 ± 0,44

Tabelle 10: Messung der rechten Ovarien mittels Ultraschall beim Hund

Tier Nr.	Ovarien rechts Sonographie (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	1,36	0,64	0,85
3	0,62	0,30	0,47
5	1,21	0,62	1,07
6	1,51	0,81	1,39
7	1,83	0,70	1,15
9	1,75	1,08	1,90
10	0,89	0,62	1,33
11	1,47	0,80	1,04
12	1,17	1,07	1,28
13	0,84	0,62	0,93
14	1,71	0,90	1,61
15	0,90	0,50	0,57
16	0,76	0,46	0,95
18	1,60	0,80	1,00
20	2,44	1,42	0,88
21	1,71	1,10	1,48
22	1,12	0,74	1,33
23	1,76	0,78	1,65
24	1,25	0,86	1,42
25	2,08	1,21	1,6
Mittelwert (± SD)	1,4 ± 0,64	0,8 ± 0,26	1,19 ± 0,36

Anhang 3.2 Vermessung der Ovarien postoperativ

Tabelle 11: Postoperative Messung der linken Ovarien bei der Katze

Tier Nr.	Ovarien links Vermessung (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	0,85	0,5	0,55
8	0,9	0,6	0,5
9	0,7	0,4	0,5
14	0,9	0,45	0,35
16	0,8	0,4	0,4
18	0,9	0,4	0,3
19	0,9	0,5	0,3
21	1,0	0,5	0,6
23	0,9	0,45	0,45
24	1	0,4	0,4
25	0,65	0,5	0,35
26	0,8	0,5	0,45
27	0,9	0,4	0,3
28	0,8	0,4	0,4
29	0,8	0,35	0,7
30	0,8	0,6	0,4
31	0,8	0,45	0,4
32	1	0,6	0,4
Mittelwert (± SD)	0,85 ± 0,09	0,46 ± 0,07	0,43 ± 0,1

Tabelle 12: Postoperative Vermessung der rechten Ovarien bei der Katze

Tier Nr.	Ovarien rechts Vermessung (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	0,9	0,6	0,5
8	0,7	0,5	0,5
9	0,8	0,55	0,6
14	1	0,4	0,35
16	0,8	0,4	0,43
18	0,8	0,45	0,4
19	0,9	0,5	0,3
21	1,2	0,85	0,5
23	0,8	0,5	0,4
24	1,1	0,8	0,4
25	0,7	0,45	0,45
26	1,2	0,55	0,64
27	0,8	0,5	0,4
28	0,7	0,55	0,45
29	1	0,4	0,65
30	0,8	0,6	0,3
31	0,8	0,45	0,4
32	1,1	0,6	0,5
Mittelwert (± SD)	0,89 ± 0,16	0,54 ± 0,12	0,45 ± 0,1

Tabelle 13: Postoperative Vermessung der linken Ovarien beim Hund

Tier Nr.	Ovarien links Vermessung (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	1,15	1	0,8
3	0,75	0,35	0,45
5	1,3	0,3	0,7
6	1,1	1,1	0,5
7	1,4	1,1	0,6
9	1,9	1,3	1,1
10	1,3	0,75	0,75
11	1,5	1,2	1
12	1,4	1	1,7
13	1	0,5	0,5
14	1,4	0,9	1
15	1,3	0,7	0,6
16	1	0,4	0,6
18	1,5	0,6	1
20	2,7	1,7	0,7
21	1,9	1,35	1,7
22	1,3	0,7	0,95
23	1,7	1,2	0,8
24	1,75	1,2	1,1
25	2,5	2,2	0,9
Mittelwert (± SD)	1,49 ± 0,47	0,98 ± 0,46	0,87 ± 0,34

Tabelle 14: Postoperative Vermessung der rechten Ovarien beim Hund

Tier Nr.	Ovarien rechts Vermessung (cm)		
	Länge	Höhe	Breite
2	1,15	1	0,9
3	0,71	0,3	0,45
5	1,4	0,35	0,95
6	1,3	1,2	0,6
7	1,75	1,3	0,9
9	1,8	1	1,7
10	1	0,7	0,8
11	1,5	0,8	1,16
12	1,15	1	1,3
13	0,8	0,6	0,8
14	1,9	1,1	1,3
15	1,1	0,65	0,6
16	1,2	0,6	0,5
18	1,6	0,8	1
20	2	1,5	1
21	2,2	1,85	1
22	1,3	0,95	0,85
23	1,9	1,15	0,8
24	1,8	1	0,8
25	2,5	1,6	1
Mittelwert (± SD)	1,5 ± 0,46	0,97 ± 0,39	0,92 ± 0,29

Anhang 4 Volumen der Ovarien

Anhang 4.1 Volumenberechnung mittels sonographischer Untersuchung

Tabelle 15: Berechnung des Volumens der feline Ovarien mittels Ultraschall

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,12	0,2
8	0,11	0,1
9	0,07	0,1
14	0,1	0,04
16	0,13	0,14
18	0,12	0,1
19	0,09	0,08
21	0,4	0,33
23	0,16	0,1
24	0,15	0,3
25	0,09	0,13
26	0,22	0,2
27	0,16	0,1
28	0,1	0,13
29	0,11	0,15
30	0,12	0,09
31	0,07	0,1
32	0,21	0,24
Mittelwert (± SD)	0,14 ± 0,08	0,15 ± 0,08

Tabelle 16: Berechnung des Volumens der caninen Ovarien mittels Ultraschall

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,31	0,39
3	0,07	0,05
5	0,44	0,42
6	0,54	0,89
7	0,63	0,77
9	1,76	1,72
10	0,49	0,38
11	0,93	0,64
12	1,35	0,84
13	0,12	0,27
14	0,60	1,33
15	0,24	0,13
16	0,41	0,17
18	0,49	0,70
20	1,68	1,59
21	1,69	1,46
22	0,61	0,58
23	1,01	1,18
24	1,34	0,81
25	3,44	2,11
Mittelwert (± SD)	0,91 ± 0,8	0,82 ± 0,58

Anhang 4.2 Volumenberechnung mittels postoperativer Vermessung

Tabelle 17: Berechnung des Volumens der felines Ovarien mittels der postoperativ gewonnenen Daten

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,12	0,14
8	0,14	0,09
9	0,07	0,14
14	0,07	0,07
16	0,07	0,07
18	0,06	0,07
19	0,07	0,07
21	0,16	0,27
23	0,09	0,08
24	0,08	0,18
25	0,06	0,07
26	0,09	0,22
27	0,06	0,08
28	0,08	0,09
29	0,1	0,14
30	0,1	0,07
31	0,08	0,08
32	0,13	0,17
Mittelwert (± SD)	0,09 ± 0,03	0,12 ± 0,06

Tabelle 18: Berechnung des Volumens der caninen Ovarien mittels der postoperativ gewonnenen Daten

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,48	0,54
3	0,06	0,05
5	0,14	0,24
6	0,32	0,49
7	0,48	1,07
9	1,42	1,6
10	0,38	0,29
11	0,9	0,72
12	1,2	0,78
13	0,13	0,2
14	0,66	1,42
15	0,29	0,22
16	0,12	0,19
18	0,47	0,67
20	1,68	1,57
21	2,28	2,23
22	0,45	0,55
23	0,85	0,9
24	1,2	0,75
25	2,59	2,09
Mittelwert (± SD)	0,81 ± 0,72	0,83 ± 0,63

Anhang 4.3 Volumenermittlung mittels Wasserbad

Tabelle 19: Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad bei der Katze

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,1	0,2
8	0,125	0,1
9	0,075	0,1
14	0,05	0,075
16	0,1	0,1
18	0,1	0,1
19	0,1	0,05
21	0,3	0,3
23	0,15	0,1
24	0,15	0,225
25	0,05	0,1
26	0,125	0,225
27	0,075	0,1
28	0,1	0,15
29	0,1	0,15
30	0,1	0,1
31	0,1	0,125
32	0,15	0,15
Mittelwert (± SD)	0,11 ± 0,06	0,14 ± 0,06

Tabelle 20: Ermittlung des Ovarvolumens mittels Wasserbad beim Hund

Tier Nr.	Ovarvolumen (cm ³)	
	links	rechts
2	0,5	0,5
3	0,06	0,05
5	0,2	0,3
6	0,4	0,5
7	0,6	0,7
9	1,	1,8
10	0,45	0,4
11	1,1	0,8
12	1,2	0,7
13	0,15	0,25
14	0,7	1,4
15	0,25	0,15
16	0,2	0,25
18	0,5	0,7
20	1,8	1,8
21	1,8	1,7
22	0,6	0,6
23	0,9	1
24	1	1,2
25	3	2
Mittelwert (± SD)	0,86 ± 0,75	0,84 ± 0,6

Danksagung

An dieser Stelle danke ich Herrn Professor A. Wehrend für die Betreuung der vorliegenden Arbeit, besonders für die immer zeitnahen Korrekturen und die stetige Motivation.

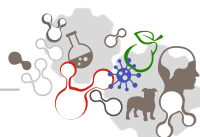
Des Weiteren geht mein Dank an Herrn Dr. K. Failing und Herrn A. Schaubmar aus der AG Biomathematik für die Hilfe bei der statistischen Auswertung und die Geduld bei der Beantwortung vieler statistischer Fragen.

Mein Dank gilt außerdem den Mitarbeitern der KGGA, die einem immer mit Rat und Tat zur Seite stehen, vor allem aber Julia Bladt-Stahl und Simone Heerdt für die Hilfe und die vielen Erklärungen.

Vielen Dank an Michele Klymiuk für die vielen Word, Citavi und Formatierungsnachhilfestunden.

Vielen Dank an meine Brüder, die mich immer unterstützt haben und an meine Mutter, die immer für mich da ist. Vor allem aber danke ich meinem Vater, der mich immer angetrieben hat weiter zu machen.

.



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-6615-4



9 783835 196615 4

Photo cover: © chendongshan @ iStockPhoto.com